

UNIVERSIDADE DE LISBOA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



AVALIAÇÃO DE UM PROTOCOLO DE QUARENTENA PARA UM PARQUE
OCEANOGRÁFICO DE ENTRETENIMENTO EDUCATIVO

ANA MAFALDA GUERRA DIAS

ORIENTADOR

Doutor Virgílio da Silva Almeida

TUTOR

Dr. Nuno Urbani Silva

2020

UNIVERSIDADE DE LISBOA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



UNIVERSIDADE
DE LISBOA



AVALIAÇÃO DE UM PROTOCOLO DE QUARENTENA PARA UM PARQUE
OCEANOGRÁFICO DE ENTRETENIMENTO EDUCATIVO

ANA MAFALDA GUERRA DIAS

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

JÚRI

PRESIDENTE:

Doutora Sandra de Oliveira Tavares de Sousa Jesus

VOGAIS:

Doutor Virgílio da Silva Almeida

Doutora Solange Judite Roque Coelho Alves Gil Neves

ORIENTADOR:

Doutor Virgílio da Silva Almeida

TUTOR:

Dr. Nuno Urbani Silva

DECLARAÇÃO RELATIVA ÀS CONDIÇÕES DE REPRODUÇÃO DA TESE OU DISSERTAÇÃO

Nome: Ana Mafalda Guerra Dias

Título da Tese ou Dissertação: Avaliação de um protocolo de quarentena para um parque oceanográfico de entretenimento educativo

Designação do curso de Mestrado ou de Doutoramento: Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Área científica em que melhor se enquadra (assinale uma):

☐ Clínica

☐ Produção Animal e Segurança Alimentar

☐ Morfologia e
Função

☒ Sanidade Animal

Declaro sob compromisso de honra que a tese ou dissertação agora entregue corresponde à que foi aprovada pelo júri constituído pela Faculdade de Medicina Veterinária da ULISBOA.

Declaro que concedo à Faculdade de Medicina Veterinária e aos seus agentes uma licença não-exclusiva para arquivar e tornar acessível, nomeadamente através do seu repositório institucional, nas condições abaixo indicadas, a minha tese ou dissertação, no todo ou em parte, em suporte digital.

Declaro que autorizo a Faculdade de Medicina Veterinária a arquivar mais de uma cópia da tese ou dissertação e a, sem alterar o seu conteúdo, converter o documento entregue, para qualquer formato de ficheiro, meio ou suporte, para efeitos de preservação e acesso.

Retenho todos os direitos de autor relativos à tese ou dissertação, e o direito de a usar em trabalhos futuros (como artigos ou livros).

Concordo que a minha tese ou dissertação seja colocada no repositório da Faculdade de Medicina Veterinária com o seguinte estatuto (assinale um):

1. ☒ Disponibilização imediata do conjunto do trabalho para acesso mundial;
2. ☐ Disponibilização do conjunto do trabalho para acesso exclusivo na Faculdade de Medicina Veterinária durante o período de 6 meses, 12 meses, sendo que após o tempo assinalado autorizo o acesso mundial*;

* Indique o motivo do embargo (OBRIGATÓRIO)

Nos exemplares das dissertações de mestrado ou teses de doutoramento entregues para a prestação de provas na Universidade e dos quais é obrigatoriamente enviado um exemplar para depósito na Biblioteca da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa deve constar uma das seguintes declarações (incluir apenas uma das três, retirando as que não interessam):

1. É AUTORIZADA A REPRODUÇÃO INTEGRAL DESTA TESE/TRABALHO APENAS PARA EFEITOS DE INVESTIGAÇÃO, MEDIANTE DECLARAÇÃO ESCRITA DO INTERESSADO, QUE A TAL SE COMPROMETE.

Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa, 2 de Outubro de 2020

(indicar aqui a data da realização das provas públicas)

Assinatura:

Ana Mafalda Dias

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, por serem o meu porto seguro, por me proporcionarem tudo o que preciso e por caminharem sempre a meu lado, são os melhores do mundo.

Ao Zoomarine enquanto instituição por me ter aceite como estagiária. A toda a equipa do Hospital Veterinário que me acompanhou tão bem, que me viu crescer e me ensinou tudo o que sei nesta área da Medicina Veterinária tão especial e única: Dr. Nuno Urbani por ter aceite o grande desafio de ser meu orientador; Dra. Carla pelo entusiasmo em querer sempre mais e melhor; Dra. Miriam pela motivação, apoio, paciência e ensinamentos; Enf. Joana pela exigência; e um especial agradecimento à Enf. Rita por toda a paciência, gargalhadas, pela melhor banda sonora do internamento e sobretudo pela amizade e por ser uma companhia e apoio constantes naquela que foi a minha casa fora de casa. A todos os colaboradores: equipa do Aquário, das Aves e dos Mamíferos Marinhos por esta fantástica experiência, por todos os ensinamentos, boa disposição e disponibilidade para tudo o que precisei; Enf. Nieta não só pela enorme ajuda com documentos que facilitaram a escrita desta dissertação como também pelo ombro amigo sempre que foi preciso; Mia pela constante disponibilidade; Sr. Marcos pela persistente boa disposição. Ao Gonçalo por ter sido o melhor companheiro de estágio, pelas confidências, pela paciência, pelos risos e pelas frustrações, por tudo, sem ti não teria sido igual. A todos muito obrigada!

Ao Professor Doutor Virgílio Almeida por ter aceite ser meu coorientador e pela ajuda incondicional e imprescindível na escrita desta dissertação.

À Filipa, por ter partilhado comigo estes 6 anos de Medicina Veterinária, pela amizade, compreensão e perseverança, todos os bons e maus momentos, teria sido impossível sem alguém como tu ao meu lado.

Aos meus amigos de sempre e para sempre, em especial a ti Gisela, Catarina, Filipa, Inês, Rita, Margarida e Valente por fazerem parte da minha vida, e estarem sempre disponíveis para mim em qualquer altura, que sorte tenho em ter-vos comigo.

À Gymwave, por ser uma segunda família, a família que escolhi pertencer, e que foi durante todos estes anos, o escape perfeito às adversidades.

Aos meus padrinhos, Zeca e Carlos e à Ida e ao Zé, pelo acompanhamento ao longo da vida, por serem todos segundos pais, pelo apoio, obrigada por tudo.

A ti Simba, por todos os beijinhos e mordidelas também, por seres o melhor companheiro de 4 patas que podia pedir, obrigada por me lembrares todos os dias o porquê desta profissão.

E por fim, mas não menos importante, à minha avó Teresa e especialmente à minha estrela mais brilhante, avô António, a quem dedico esta dissertação, por ser o meu exemplo

de força, coragem, persistência e vontade de viver, esta conquista é para ti, sei que estarias orgulhoso.

“You are braver than you believe, stronger than you seem, and smarter than you think”

Christopher Robin, *Winnie the Pooh*

Avaliação de um protocolo de quarentena para um parque oceanográfico de entretenimento educativo

Resumo

Na atualidade, instituições como jardins zoológicos, aquários, parques e reservas de vida selvagem desempenham um papel fundamental na sobrevivência de espécies ameaçadas e na educação ambiental pelo respeito da Natureza e da biodiversidade.

A mitigação do risco da movimentação de animais entre estas instituições é realizada com o objetivo de reduzir as probabilidades de introdução de agentes patogénicos nas coleções zoológicas recetoras. São múltiplas as medidas implementadas para mitigar este risco desde procedimentos pré-transporte na origem até à quarentena dos animais no destino.

Neste estudo foi avaliado o protocolo de quarentena multiespécie da instituição zoológica Mundo Aquático - Parques Oceanográficos de Entretenimento Educativo S.A., - Zoomarine Algarve.

A avaliação feita aos procedimentos de quarentena do Zoomarine é bastante positiva. Verificou-se cumprimento da legislação em vigor, e nalgumas situações, investimento e implementação de estratégias complementares, com o objetivo de promover a saúde e o bem-estar dos animais que integram a coleção zoológica e salvaguardar a Saúde Pública dos trabalhadores e dos visitantes do parque. Foram identificadas catorze situações que devem ser melhoradas e criados modelos de documentos específicos para registo de dados.

O presente trabalho reforça a importância do Médico Veterinário em parques oceanográficos de entretenimento educativo e a relevância da partilha permanente de informação baseada em ciência entre instituições zoológicas, peritos e médicos veterinários.

Palavras-chave: protocolo de quarentena, parques oceanográficos de entretenimento educativo

Assessment of a quarantine protocol for an Educational Entertainment Oceanographic Park

Abstract

Institutions such as zoos, aquariums, parks and wildlife reserves currently play a fundamental role in the survival of endangered species and in environmental education with respect for Nature and biodiversity.

The mitigation of the risk of movement of animals between these institutions is done with the aim of reducing the probabilities of introducing pathogens into the receiving zoological collections. There are multiple measures implemented to mitigate this risk, from pre-transport procedures at the source to the quarantine of the animals at the destination.

In this study, a multispecies quarantine protocol was designed for Zoomarine Algarve, an Educational Entertainment Oceanographic Park.

The assessment of Zoomarine's quarantine procedures was very positive. Compliance with the legislation in force was verified, and in some situations, investment and implementation of complementary strategies, with the aim of promoting the health and animal welfare of the zoological collection and safeguarding the Public Health of workers and visitors of the park. Fourteen situations were identified that should be improved and specific document templates were created for data recording.

This work reinforces the importance of veterinarians in educational entertainment oceanographic parks and the relevance of the permanent sharing of science-based information between zoological institutions, experts and veterinarians.

Keywords: quarantine protocol, educational entertainment oceanographic parks

Índice

Índice	vii
Lista de figuras.....	ix
Lista de tabelas	ix
Lista de abreviaturas, siglas e símbolos	xii
1. Atividades desenvolvidas durante o estágio curricular.....	1
2. Introdução	3
3. Revisão bibliográfica.....	5
3.1. Medicina preventiva.....	5
3.2. Quarentena	6
3.2.1 Instalações	7
3.2.2. Período de quarentena	8
3.2.3. Equipa responsável pelas instalações destinadas à quarentena	9
3.2.4. Protocolo de quarentena	10
3.2.5. Protocolo de exames clínicos e laboratoriais	10
3.2.5.1. Mamíferos Marinhos.....	11
3.2.5.1.1. Cetáceos	11
3.2.5.1.2. Pinípedes	13
3.2.5.2. Aves	18
3.2.5.3. Répteis.....	22
3.2.5.4. Peixes	24
4. Elaboração de protocolo interno de quarentena multiespécie num contexto zoológico	28
4.1. Objetivos	28
4.2. Materiais e métodos	28
4.2.1. Contexto zoológico e caracterização da população.....	28
4.2.1.2. Coleção zoológica	29
4.2.1.3. Instalações dos animais	29

4.2.1.4. Alimentação dos animais.....	30
4.2.2. Quarentena	33
4.2.2.1. Mamíferos marinhos.....	34
4.2.2.2. Aves	35
4.2.2.3. Répteis.....	36
4.2.2.4. Peixes e invertebrados marinhos.....	36
4.2.2.5. Instalações de quarentena no Zoomarine.....	36
4.2.2.6. Biossegurança em quarentena	39
5. Resultados	40
6. Discussão dos resultados.....	47
6. Conclusões	51
8. Referências bibliográficas	52
Anexos	57

Lista de figuras

Figura 1 - Golfinhos-Roaz (<i>Tursiops truncatus</i>) no Zoomarine (cortesia Zoomarine).....	11
Figura 2 - Leão marinho californiano (<i>Zalophus californianus</i>) à esquerda e otária sul africana (<i>Arctocephalus pusillus</i>) à direita no Zoomarine (fotografia original)	14
Figura 3 - Foca comum (<i>Phoca vitulina</i>) no Zoomarine (fotografia original)	14
Figura 4 - Arara vermelha (<i>A. chloropterus</i>) no Zoomarine (fotografia original).....	19
Figura 5 - Ave de rapina diurna (<i>Falco cherrug</i>) e ave de rapina noturna (<i>Bubo lacteus</i>) no Zoomarine (fotografia original).....	19
Figura 6 - Répteis da ordem Chelonia, várias espécies e Crocodilia (<i>Alligator mississippiensis</i>) no Zoomarine (em cima: fotografia original; em baixo: cortesia Zoomarine).....	22
Figura 7 - Localização geográfica do Zoomarine (fonte: Google Maps).....	28
Figura 8 - Alimento composto para tartarugas adultas utilizado no Zoomarine	33
Figura 9 - Vista aérea do Zoomarine (delimitado a amarelo) com as diversas áreas animais assinaladas (cortesia Zoomarine; ilustrações originais).....	37
Figura 10 - Vista aérea da quarentena do Zoomarine com as várias áreas assinaladas (cortesia Zoomarine; ilustrações originais)	37
Figura 11 - Portão de entrada das instalações de quarentena do Zoomarine (fotografias originais)	38
Figura 12 - Instalações de quarentena destinadas a pinípedes (fotografias originais)	38
Figura 13 - Instalações de quarentena destinadas a utilização mista: aves aquáticas ou répteis, à data ocupada por uma ave em treino, sob autorização da DGAV (esquerda); e a golfinhos (direita) (fotografias originais).....	38
Figura 14 - Instalações de quarentena destinadas a aves de rapina e aves tropicais (fotografias originais).....	39
Figura 15 - Áreas de apoio da quarentena (fotografias originais).....	39
Figura 16 - Barreira sanitária com lavagem de botas com escovas rotativas e lavagem de mãos (disponível em https://www.roser-group.com/pt/roser/produtos/higiene/control-de-acesso/sistema-de-higiene-modular-mhs-2.html)	49

Lista de tabelas

Tabela 1 - Período de quarentena em dias (adaptado de DGV 2009).....	8
Tabela 2 - Recomendações de quarentena para cetáceos (adaptado de Woodford 2000; AZA 2007; DGV 2009)	12
Tabela 3 - Doenças bacterianas com relevância para cetáceos em quarentena	12
Tabela 4 - Doenças virais com relevância para cetáceos em quarentena	13
Tabela 5 - Recomendações de quarentena para pinípedes (adaptado de Woodford 2000; AZA 2007; DGV 2009)	15
Tabela 6 - Doenças bacteriológicas com relevância para pinípedes em quarentena	15
Tabela 7 - Doenças virais com relevância para pinípedes em quarentena	16
Tabela 8 - Doença parasitária com relevância para pinípedes em quarentena	17
Tabela 9 - Recomendações de quarentena para aves (adaptado de Woodford 2000; AZA 2007; DGV 2009)	20
Tabela 10 - Doenças bacteriológicas com relevância para aves em quarentena	20
Tabela 11 - Doenças virais com relevância para aves em quarentena.....	21
Tabela 12 - Recomendações de quarentena para répteis (adaptado de Woodford 2000; AZA 2007; DGV 2009)	23
Tabela 13 - Doenças bacterianas com relevância para répteis em quarentena	23
Tabela 14 – Doença viral com relevância para répteis em quarentena	24
Tabela 15 - Tratamentos preventivos para peixes em quarentena (adaptado de Hadfield 2011)	26
Tabela 16 - Doenças cujo estatuto sanitário deve ser conhecido aquando da movimentação de peixes, moluscos e crustáceos (adaptado de DGV 2009).....	27
Tabela 17 - Coleção zoológica do Zoomarine à data de 24 de Julho de 2019	29
Tabela 18 - Espécies de pescado utilizadas na alimentação de mamíferos marinhos, aves, répteis e peixes no Zoomarine	31
Tabela 19 - Composição dos suplementos para golfinhos (esquerda) e pinípedes (direita) 32	
Tabela 20 - Composição do suplemento, por comprimido, para elasmobrânquios.....	33
Tabela 21 - Rotação anual dos desinfetantes utilizados nos pedilúvios nas instalações de quarentena.....	40
Tabela 22 - Recomendações de vestuário e EPI nas instalações de quarentena	41
Tabela 23 - Duração dos períodos de quarentena e exames complementares de diagnóstico para cada grupo de animais	43
Tabela 24 - Recomendações de higiene e desinfecção das várias áreas da quarentena	45
Tabela 25 - Protocolo rotacional trimestral de desinfetantes nos pedilúvios.....	45

Tabela 26 - Medidas de biossegurança a cumprir pelos trabalhadores das equipas de manutenção das águas	46
---	----

Lista de abreviaturas, siglas e símbolos

AZA	Association of Zoos and Aquariums
AAZV	American Association of Zoo Veterinarians
BFD	Budgerigar Fledgling Disease
CDCP	Centers for Disease Control and Prevention
CEE	Comunidade Económica Europeia
CITES	Convention on International Trade in Endangered Species
DEFRA	Department of the Environment and Rural Affairs
DGAV	Direção Geral de Alimentação e Veterinária
DGV	Direção-Geral de Veterinária
EAAM	European Association for Aquatic Mammals
EAZA	European Association of Zoos and Aquaria
EC	European Commissions
EPI	Equipamento de Proteção Individual
ETAR	Estação de Tratamento de Águas Residuais
EU	União Europeia
FAO	Food and Agriculture Organization for the United Nations
FMV-ULisboa	Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa
INIAV	Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária
ISO	International Organization for Standardization
OIE	Office International des Épizooties
PBFD	Psittacine beak and feather disease
TPT	Transito de países terceiros
WC	Water Closet (sanitários)
Zoomarine	Mundo Aquático - Parques Oceanográficos de Entretenimento Educativo S.A.

1. Atividades desenvolvidas durante o estágio curricular

O estágio curricular, orientado pelo Dr. Nuno Urbani e coorientado pelo Professor Doutor Virgílio Almeida, decorreu nas instalações do Mundo Aquático – Parques Oceanográficos de Entretenimento Educativo S.A. – Zoomarine, localizado em Albufeira, com enfoque nas áreas de medicina de mamíferos marinhos, medicina de animais exóticos e controlo populacional de uma colónia de gatos errantes. Teve a duração de seis meses, compreendidos entre os dias 1 de Outubro de 2018 e 1 de Abril de 2019.

A Mundo Aquático – Parques Oceanográficos de Entretenimento Educativo S.A. - Zoomarine é uma empresa cuja principal atividade consiste na exploração de parques temáticos inspirados na vida marinha com uma componente de animação, lazer e educação ambiental. Para tal, engloba uma coleção zoológica que espelha os mais variados ecossistemas do planeta Terra:

- Mamíferos marinhos (golfinhos e pinípedes) distribuídos por quatro áreas, o Estádio do Sam; a Lagoa Azul; a Enseada Tropical (Dolphin Emotions); a Câmara de Lobos (*Sea Adventures*);
- Aves de rapina, com uma apresentação em voo livre (*Wings of the World*);
- Aves tropicais, com uma apresentação que promove a necessidade de preservação de habitats e florestas (*Flying Colours*) e uma demonstração de voo livre (*Magic Rainbow*);
- Aves do continente americano, inseridas num habitat de imersão (*Américas*);
- Peixes ósseos e elasmobrânquios, inseridos num aquário representativo de mais de vinte ecossistemas distintos (*Oceanus*);
- Répteis terrestres e semiaquáticos das ordens *Crocodylia* e *Testudinata*, inseridos numa zona de lagos (*Mississippi* e *Cowabunga*);
- O Centro de Reabilitação de Espécies Marinhas (*Porto d'Abrigo*). Inaugurado em 2002, foi o primeiro Centro de Reabilitação de Espécies Marinhas criado em Portugal.

A equipa responsável pela saúde e bem-estar dos animais da coleção zoológica do Zoomarine, é composta por três médicos veterinários e duas enfermeiras veterinárias.

Durante o estágio, acompanhei todas as atividades desempenhadas no hospital veterinário, procedimentos de rotina, urgências, cirurgias, cuidados a animais internados e apoio ao Porto d'Abrigo. As atividades de rotina foram sobretudo de medicina preventiva de mamíferos marinhos: colheita e processamento laboratorial de sangue para hematologia (concentração de hemoglobina, hematócrito, contagem leucocitária diferencial e avaliação dos esfregaços, contagens manuais na câmara de Neubauer de hemácias, leucócitos e

plaquetas) e para análises bioquímicas; recolha e processamento laboratorial de fezes e urina; citologias do trato respiratório; citologias de suco gástrico; exames ecográficos; participação em treinos médicos; e, no caso dos golfinhos, vacinação semestral ou anual contra *Erysipelothrix rhusiopathie*, bactéria responsável por casos fatais de septicémia em várias espécies de golfinhos em liberdade e em cativeiro. Os treinos médicos são bastante importantes, uma vez que a vigilância e prevenção são dois dos pilares da prática médico-veterinária no Zoomarine. Assim, o treino de comportamentos médicos voluntários permitem aos treinadores, com auxílio dos médicos veterinários, preparar os animais para procedimentos de rotina como a colheita de sangue, recolha de suco gástrico e de secreções respiratórias, sem recorrerem a técnicas de contenção animal.

No caso das aves, os procedimentos de rotina incluem check-ups baseados no exame físico e na colheita de sangue e de fezes para análise citológica, bacteriológica e parasitológica.

Para além das atividades descritas, acompanhei diariamente os animais internados no hospital veterinário (aves tropicais e de rapina, répteis e gatos errantes), prestando os cuidados necessários, incluindo alimentação, administrações terapêuticas e preparação de animais para procedimentos cirúrgicos e prestei apoio no Porto d'Abrigo, incluindo limpezas, desinfecções e manutenção dos espaços.

Colaborei também em cirurgias, exames imagiológicos e em necrópsias. Na área da cirurgia, preparei material cirúrgico, fui cirurgiã assistente e fiz monitorização anestésica, numa lensectomia em leão-marinho-californiano (*Zalophus californianus*), numa amputação de um membro posterior e colocação de um tubo de esofagostomia num cágado (*Mauremys leprosa*), na resolução de fratura numa catatua (*Cacatua galerita*) e em várias esterilizações eletivas em gatos errantes.

No âmbito da imagiologia, participei na realização e na interpretação de radiografias em várias espécies de aves e répteis para diagnóstico de fraturas e/ou alterações celómicas, ecografias, endoscopias e gastroscopias em golfinhos para controlo e/ou diagnóstico e monitorização de problemas respiratórios e gástricos respetivamente.

Colaborei na realização e nos registos de necrópsias em diversas espécies de aves, répteis, peixes e num golfinho-roaz (*Tursiops truncatus*).

Acompanhei a logística de entrada de novos animais na coleção zoológica, cumprimento do plano de quarentena, comunicação com a entidade competente (Direção Geral de Alimentação e Veterinária - DGAV) e envio de amostras para o Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária (INIAV), atividades que posteriormente fornecem os dados para a presente dissertação.

Assisti ainda a um seminário e a um fórum, nas áreas de oftalmologia e manejo da dor respetivamente, e à 47ª Conferência Anual da *European Association for Aquatic Mammals* (EAAM) que decorreu em Albufeira de 4 a 7 de março de 2019.

2. Introdução

O ser humano tem vindo a exibir animais selvagens em parques zoológicos, oceanográficos e aquários por centenas ou até mesmo milhares de anos. Os primeiros zoológicos eram orientados para as classes elitistas que colecionavam animais fora do comum para o seu prazer e afirmação social. A pouco e pouco essas coleções particulares foram-se abrindo ao público, e em 1765 surgiu em Viena o primeiro parque zoológico moderno (Daniel and Loran 2009).

Atualmente instituições como jardins zoológicos, aquários, parques e reservas de vida selvagem desempenham um papel vital na sobrevivência das mais variadas espécies e principalmente daquelas em vias de extinção (Tribe and Booth 2003). A missão destas entidades reúne princípios como recreação, educação, conservação e investigação. Os estudos realizados nas instalações de instituições zoológicas de exposição pública complementam assim os estudos realizados em animais de vida livre, e os resultados obtidos podem ser extrapolados para a vida selvagem.

Governos por todo o mundo, conjuntamente com as mais variadas organizações como por exemplo a Associação de Zoos e Aquários (AZA) promulgam padrões legais para o cuidado, manutenção e exibição de animais sob cuidados humanos, padrões esses que estão em constante evolução. Deste modo, o bem-estar animal em instituições zoológicas é uma preocupação primordial (Keulartz 2015). O manejo deste tipo de animais em cativeiro representa verdadeiros desafios que vão desde requisitos de espaço, cuidados veterinários, considerações de bem-estar animal, satisfação dos visitantes até à necessidade de uma grande disponibilidade financeira (Bais 2017).

A sobrevivência de determinadas espécies depende muitas vezes da manutenção de animais sob cuidados humanos – *ex situ* –, da sua reprodução e da construção de populações saudáveis e geneticamente viáveis (Canessa et al. 2015). Neste sentido, a articulação entre jardins zoológicos e outras instituições com o compromisso mútuo de conservação animal e a gestão eficaz destas populações animais a nível europeu e internacional, é fundamental quer para manter a biodiversidade destas coleções zoológicas quer para preservar a multiplicidade genética de cada espécie (Schwartz et al. 2017).

Esta movimentação de animais acarreta riscos e como tal o cumprimento da legislação em vigor deve ser fiscalizado. As instituições zoológicas devem garantir o cumprimento

integral dos requisitos da Convenção sobre o Comércio Internacional de Espécies Ameaçadas (CITES) que regula a importação, exportação, venda e outras utilizações comerciais, incluindo a exposição de animais de espécies listadas nos seus regulamentos. Além desta documentação, os animais devem fazer-se acompanhar do boletim sanitário, o transporte deve estar em conformidade com os regulamentos vigentes e a acomodação futura para onde os animais serão transferidos não deve comprometer o bem-estar do indivíduo e dos restantes animais da coleção (anexo 2 – guia de transporte de animais vivos, DGAV) (Department of the environment and rural affairs 2012).

A gestão dos riscos da movimentação dos animais entre instituições é realizada com o objetivo de reduzir o risco da introdução de agentes patogénicos na coleção zoológica recetora (Hartley and Sainsbury 2017). Esta operação envolve procedimentos pré-transporte no país de origem e isolamento após a chegada – quarentena -, no país de destino. O rastreio de agentes transmissíveis na origem, antes da movimentação dos animais, mitiga a introdução de microorganismos e a possibilidade de ocorrência de episódios de doença na coleção de destino. Assim, devem ser realizados um exame físico completo e testes complementares de diagnóstico na instituição de origem para promover o transporte de animais saudáveis (AAZV 2016). À chegada à instituição de destino, os animais devem ser mantidos isolados, nas instalações destinadas à quarentena, durante um período de tempo definido consoante a espécie, maximizando a segurança da posterior introdução destes animais na coleção zoológica (DERA 2012).

A presente dissertação decorre de um Estágio Curricular realizado no Mundo Aquático - Parques Oceanográficos de Entretenimento Educativo S.A., - Zoomarine. O trabalho reflete a importância da implementação de protocolos de quarentena em contexto zoológico, na proteção da saúde e bem-estar dos animais da coleção zoológica, e dos trabalhadores e visitantes, no caso de agentes zoonóticos.

3. Revisão bibliográfica

3.1. Medicina preventiva

A ênfase da medicina preventiva é a prevenção e detecção precoce da infecção/doença. Deste modo, a medicina preventiva é um pilar muito importante na manutenção do estado de saúde e bem-estar de animais selvagens mantidos em cativeiro. Em parques zoológicos, o antigo ditado “*Uma grama de prevenção vale um quilo de cura*”, tem um significado bastante relevante uma vez que na grande maioria dos casos, o reconhecimento de sinais clínicos de doença é muito difícil nos animais selvagens devido à sua capacidade de mascarar os sinais clínicos (Miller 2016).

Em todos os parques zoológicos e oceanográficos devem ser implementados programas bem estruturados de medicina preventiva, que devem incluir (AAZV 2016):

- **Quarentena** – baseada em normas estabelecidas pela autoridade nacional competente (DGAV) e pela *Association of Zoos & Aquariums* (AZA);
- **Controlo de parasitas** – a realização periódica de análises fecais é importante para detetar eventuais infeções parasitárias antes do aparecimento de sinais clínicos (AAZV 2016);
- **Imunização** – os programas de vacinação devem ser ajustados às características da coleção animal, às doenças endémicas da região e ao potencial risco de exposição aos agentes infecciosos (Roberts 2004);
- **Rastreio de doenças infecciosas** – a monitorização da presença ou ausência de infecção/doença numa coleção animal permite reduzir a probabilidade de ocorrência de surtos epidémicos em instituições zoológicas (Munson and Cook 1993; Roberts 2004);
- **Revisão periódica de dietas** – uma alimentação de alta qualidade é uma das chaves para saúde estável e elevado bem-estar animal. É essencial a oferta de uma dieta completa e equilibrada que permita aos animais manterem um peso adequado, desenvolverem-se e reproduzirem-se, evitando o desenvolvimento de doenças devidas a défices de nutrientes essenciais (Roberts 2004; Miller 2016);
- **Revisão periódica das instalações e técnicas de manejo** – as instalações dos animais (habitats) devem ser construídas de modo a que seja possível a visualização dos mesmos por parte do público, mas devem ser principalmente adequadas à segurança dos animais e dos tratadores (Roberts 2004). Deve analisar-se em detalhe a mistura de espécies no mesmo habitat, de modo a evitar conflitos comportamentais e transmissão de doenças parasitárias e infecciosas, que comprometam a saúde e o bem-estar dos animais (Miller 2016). Este parâmetro inclui também o manejo dos dejetos dos animais, desperdícios alimentares e outros detritos para controlo de agentes infecciosos e de insetos e roedores (Roberts 2004).

- **Revisão periódica de controlo de pragas e insetos** – esta medida deve ter em conta os tipos de pesticidas usados, de forma a garantir a saúde dos animais. O controlo de pragas e insetos é um parâmetro importante da medicina preventiva devido ao potencial risco que estes acarretam como vetores ou reservatórios de determinados agentes capazes de provocar doença (Roberts 2004);
- **Realização de necrópsias e monitorização das taxas de morbilidade e de mortalidade** – em muitos animais, os sinais clínicos apenas surgem em estadios finais da doença, pelo que nestes casos a necrópsia é a principal “ferramenta” de diagnóstico (Miller 2016; Scaglione et al. 2019).

3.2. Quarentena

Conforme mencionado anteriormente, a realização de um período de quarentena é um dos pilares de um programa eficiente de medicina preventiva e é uma medida crucial na prevenção da disseminação de doenças entre coleções animais (Miller 2016).

Segundo o dicionário da língua portuguesa, a palavra quarentena designa o “período de isolamento imposto a pessoas portadoras ou supostas portadoras de doenças contagiosas”, sendo que o mesmo princípio se aplica aos animais.

A prática da quarentena teve início durante o século XIV numa tentativa de proteção dos habitantes das zonas costeiras contra epidemias de peste bubónica. Os navios que chegavam à cidade italiana de Veneza provenientes de portos de cidades onde deflagravam surtos epidémicos eram obrigados a ficar ancorados por 40 dias antes do desembarque. A palavra quarentena deriva assim das palavras italianas *quaranta giorni*, que significam quarenta dias (CDCP 2012).

As medidas de quarentena devem ser aplicadas a animais movimentados entre países, animais que sejam introduzidos numa nova área geográfica, animais que tenham contactado com animais infetados ou animais com suspeita clínica de doença infecciosa (OIE 2018).

Embora a deteção precoce de doenças e a prevenção da disseminação de perigos biológicos seja o principal objetivo da quarentena, esta medida também representa uma oportunidade para avaliar o estado geral de saúde dos animais recém-chegados (Miller 2016).

Em 1989, a AZA solicitou ao seu *Animal Health Committee* que redigisse um protocolo que deveria ser cumprido como pré-requisito para a acreditação e certificação de parques zoológicos pela AZA. Um dos desafios iniciais foi a criação de normas, recomendações e políticas relacionadas, apropriadas e detalhadas, mas que possibilitassem aos veterinários juízo crítico quando existissem exceções à regra, e que sejam atualizados

continuamente. A versão que vigora em 2020 foi revista em outubro de 2019 num documento de 117 páginas: “The accreditation standards & related policies 2020 Edition” (AZA 2020).

Em Portugal, o Decreto-Lei nº 59/2003, artigo 3º - alínea g, designa como quarentena num contexto zoológico, o “alojamento onde são isolados animais procedentes de lugares exteriores ao parque zoológico, o qual deve estar implantado em área deste mesmo parque zoológico, com acesso restrito ao pessoal autorizado para tanto, adequadamente afastado dos restantes alojamentos e de onde os animais só sairão após decisão do médico veterinário responsável ou das autoridades veterinárias competentes”. Neste âmbito, a Direção Geral de Alimentação e Veterinária Referência (DGV 2009) determina que (i) a consciencialização dos sectores técnicos para a necessidade dos protocolos de quarentena para todas as espécies; (ii) o estabelecimento da implantação do protocolo de receção dos animais com dados de identificação e origem do animal, incluindo histórico clínico anterior; (iii) o estabelecimento de áreas adequadas para isolamento e quarentena dos animais recebidos; (iv) a nomeação de técnicos e tratadores responsáveis, são requisitos fundamentais para a implementação de um programa de quarentena. A DGAV especifica ainda que um programa desta natureza deve incluir:

- Identificação do animal;
- Definição do tempo de quarentena;
- Protocolos de exames laboratoriais;
- Protocolo de vermifugações e imunizações;
- Destino de resíduos;
- Protocolo de medidas sanitárias (DGV 2009).

3.2.1 Instalações

Em contexto zoológico, deve existir uma instalação física para a realização da quarentena com a capacidade de acomodar mamíferos, aves, répteis, anfíbios e peixes. Na impossibilidade da existência de um alojamento específico, os animais recém-adquiridos devem ser isolados da restante coleção de forma a impedir o contacto físico e evitar contaminações por aerossóis ou secreções, prevenindo a transmissão de doenças (AZA 2007).

As instalações onde o período de quarentena decorre devem ser apropriadas para as espécies em questão e devem ter em conta os parâmetros do Bem-estar Animal em vigor, a frequência de doenças parasitárias e infecciosas da região ou do país de origem e destino (DGV 2009). As instalações devem permitir a observação adequada dos animais e possibilitar a execução de exames físicos, colheita de amostras e quando necessária contenção química ao invés da contenção física.

O principal requisito destes espaços é o isolamento dos animais de todos os outros, da sua espécie, de espécies relacionadas entre si e, se possível, de todas as outras espécies, selvagens e domésticas (Woodford 2000).

3.2.2. Período de quarentena

Todos os animais que dão entrada num parque zoológico devem obrigatoriamente ser sujeitos a um período de quarentena cuja duração deve compreender um mínimo de trinta dias e que deve ser da responsabilidade de um médico veterinário, de acordo com a legislação em vigor (Woodford 2000; DGV 2009).

O período de quarentena deve ser avaliado tendo em conta se os animais (i) provêm de países comunitários ou de países terceiros; (ii) têm origem desconhecida ou duvidosa; (iii) são provenientes de regiões suspeitas da existência de doenças (DGV 2009).

Este período de quarentena pode ser prolongado no caso de doenças com períodos de incubação longos como é o caso da raiva ou da tuberculose (Woodford 2000).

Para mamíferos, se durante este período, forem introduzidos outros animais da mesma origem taxonómica na quarentena, o período de trinta dias deve reiniciar novamente. Contudo, se a origem taxonómica desses animais for diferente da origem dos animais que já estavam em quarentena, a adição de novos elementos não terá a implicação referida.

No caso de aves, répteis, anfíbios ou peixes, o período de quarentena deve ser circunscrito a cada classe o que significa que a introdução de novos animais na área de quarentena força o reinício do período de trinta dias (AZA 2007).

Nenhum animal que estiver em quarentena poderá ser retirado da instituição zoológica, salvo termo de responsabilidade da Autoridade Veterinária Nacional. Assim, as instituições zoológicas ficam obrigadas a comunicar à DGAV o início e o término do período de quarentena de cada animal (DGV 2009).

Os períodos de quarentena, regulamentados pela DGAV, abrangendo as espécies presentes no Zoomarine, apresentam-se na Tabela 1:

Tabela 1 - Período de quarentena em dias (adaptado de DGV 2009)

	UE	Países terceiros (TPT)
Cetáceos	15	30
Pinípedes	15	30
Aves	20	45
Répteis	30	90
Peixes	15	30
Peixes sensíveis	15	60

3.2.3. Equipe responsável pelas instalações destinadas à quarentena

O acesso à zona de quarentena deve ser restrito, a fim de mitigar o risco de transmissão de agentes infecciosos através do pessoal que presta cuidados aos animais da instituição zoológica (AZA 2016). É desejável a existência de uma equipe responsável apenas pela área da quarentena. Caso tal não seja exequível, os profissionais só devem trabalhar na quarentena depois de prestarem serviços nas outras áreas do parque zoológico onde também colaborem (Miller 2016).

Todos os trabalhadores que prestam serviço nas instalações de quarentena devem ser informados da importância do cumprimento dos procedimentos estabelecidos no que diz respeito à higiene pessoal e desinfecção de calçado, roupas e equipamentos. À entrada das instalações deve estar disponível um pedilúvio com atividade bactericida/viricida para evitar a disseminação de agentes patogênicos através do calçado. O desinfetante do pedilúvio deve ser renovado com frequência, uma vez que muitos dos produtos utilizados são inativados pela presença de matéria orgânica. Em alternativa aos pedilúvios podem ser usados sprays desinfetantes ou calçado de uso exclusivo na quarentena.

Durante a manipulação dos animais ou a limpeza das áreas, devem ser utilizados equipamentos de proteção individual (EPI) como botas, luvas, máscaras, batas ou outros equipamentos, exclusivos desta área e não devem ser utilizados noutros locais do parque zoológico (AZA 2016). Os utensílios utilizados para alimentar, limpar, ou manusear os animais em quarentena, devem ser apenas utilizados para este fim. Se tal não for possível, estes devem ser limpos e desinfetados com produtos apropriados, selecionados pelo médico veterinário responsável pela área da quarentena, e de acordo com as instruções do fabricante (Miller 2016).

Os resíduos que são removidos destas instalações devem ser eliminados de forma eficiente, de modo a mitigar a contaminação ambiental e a não comprometer a saúde dos restantes habitantes do parque zoológico, isto é, devem ser recolhidos em último lugar e entregues diretamente no local de eliminação (AZA 2016).

As instituições devem ainda tomar precauções especiais com o objetivo de minimizar o risco de exposição dos seus colaboradores a doenças zoonóticas que possam estar presentes em animais recém-adquiridos (Miller 2016). Estas medidas devem incluir para além dos EPI já mencionados, programas preventivos de saúde para todos os funcionários em parceria com médicos de saúde ocupacional. Se uma zoonose for diagnosticada num animal da coleção, o médico veterinário deve informar os colaboradores sobre os meios de transmissão e prevenção da doença em questão (AZA 2016).

3.2.4. Protocolo de quarentena

Todos os animais devem ser acompanhados de certificado sanitário com menção de ausência de anticorpos para determinadas doenças, consoante a espécie em causa, e devem ser provenientes de zonas livres de doença doze meses antes do seu transporte (DGV 2009).

A chegada dos animais à área de quarentena deve incluir um exame clínico individual para aferição do estado geral, deteção de sinais clínicos e de lesões. Os procedimentos a realizar podem incluir determinação da idade e do sexo, marcação para posterior identificação, exames físicos, testes laboratoriais, vacinações e tratamentos (EC 2015).

Assim, durante o período em que os animais se encontram em quarentena devem ser implementadas rigorosas medidas de profilaxia. Como tal, devem ser recolhidas amostras fecais individuais ou um pool de fezes representativas de um grande número de animais alojados numa área limitada, como por exemplo, aves da mesma espécie numa instalação, para detetar a presença de endoparasitas. Idealmente, o levantamento de quarentena deve estar dependente da obtenção de dois resultados fecais negativos consecutivos, pelo menos duas semanas, seja antes ou após a instituição de desparasitações. Para além da pesquisa de parasitas internos, os animais devem também ser avaliados quanto à presença de ectoparasitas e tratados sempre que for necessário.

O plano de vacinação deve ser feito tendo em conta a espécie e o estatuto sanitário do animal. Se este chegar sem histórico de vacinação, deve ser considerado como imunologicamente “naïf” e deve receber as vacinas adequadas.

Sempre que possível devem ser recolhidas amostras de sangue e o soro/plasma obtido deve ser armazenado em arcas congeladoras a -70 ou -20 °C. Estas amostras serão um recurso precioso para uma investigação retrospectiva de doenças.

As fichas clínicas ou os ficheiros informatizados devem estar disponíveis para todos os animais durante a quarentena.

Se ocorrer a morte de algum animal durante este período, está aconselhada a realização de uma necrópsia sob supervisão do médico veterinário responsável e as amostras recolhidas devem ser submetidas a análise histopatológica (AZA 2007).

3.2.5. Protocolo de exames clínicos e laboratoriais

Os exames laboratoriais a realizar são, em Portugal, definidos pela autoridade nacional veterinária como obrigatórios tendo em conta a origem dos animais, quer se trate de proveniência intracomunitária (trânsito intracomunitário) ou de países terceiros (trânsito de países terceiros) (DGV 2009). Para além destes procedimentos obrigatórios, as associações de parques zoológicos como a AZA ou a EAZA (European Association of Zoos and Aquaria),

listam ainda recomendações a ser inseridas num protocolo de exames clínicos e laboratoriais de uma quarentena.

As recomendações e obrigatoriedades para vários grupos de animais relevantes para o presente estudo são mencionados de seguida.

3.2.5.1. Mamíferos Marinhos

3.2.5.1.1. Cetáceos

Cetacea é a ordem de mamíferos que inclui baleias, golfinhos e botos. Estes animais evoluíram de ancestrais terrestres há mais 50 milhões de anos e tornaram-se o grupo dominante dos mamíferos marinhos em termos de taxonomia, diversidade ecológica e abrangência geográfica.

Esta ordem divide-se em duas subordens, Mysticete que compreende 13 espécies em 4 famílias e inclui por exemplo a baleia azul (*Balaenoptera musculus*), e Odontocete que reúne 40 géneros e 10 famílias e inclui por exemplo o golfinho-roaz (*Tursiops truncatus*). A alimentação dos cetáceos varia consoante a espécie e disponibilidade local, e varia de crustáceos planctónicos, peixes de pequenas dimensões a peixes pelágicos de maiores dimensões e cefalópodes (Ballance 2009).

Em parques zoológicos ou de reabilitação, vivem e são acolhidos cetáceos pertencentes à subordem predominante Odontocetes, famílias Melphinidae e Monodontidae (Daniel and Loran 2009). No Zoomarine a coleção de cetáceos é constituída exclusivamente por uma espécie de golfinho, *Tursiops truncatus*.



Figura 1 - Golfinhos-Roaz (*Tursiops truncatus*) no Zoomarine (cortesia Zoomarine)

As recomendações de quarentena para estes animais estão apresentadas na tabela 2:

Tabela 2 - Recomendações de quarentena para cetáceos (adaptado de Woodford 2000; AZA 2007; DGV 2009)

OBRIGATÓRIO	RECOMENDADO
Exame físico	Citologia de espiráculo
Hemograma	Citologia de suco gástrico
Perfil bioquímico completo ¹	Medição dos níveis de ferro no sangue
Pesquisa bacteriana de <i>Salmonella spp</i>	Urianálise
Pesquisa de endoparasitas (a fresco e flutuação)	Teste serológico para Morbilivírus
	Teste serológico para Herpesvírus
	Teste serológico para Brucelose

1 – Bilirrubina total, ureia, creatinina, glucose, proteínas totais, albumina, globulinas, fosfatase alcalina, colesterol, triglicéridos, ALT, AST, GGT, amilase, lipase, CK, Na⁺, K⁺, Ca⁺⁺, Ph⁺, ferro e hormonas sexuais

As doenças cujos testes durante a quarentena são obrigatórios ou recomendados, são as que têm relevância para a espécie em questão, quer pela sua patogenicidade, forma de transmissão, potencial zoonótico, entre outros parâmetros (Tabelas 3, 4):

Tabela 3 - Doenças bacterianas com relevância para cetáceos em quarentena

	<i>Salmonella spp.</i>	Brucelose
Características	<i>S. typhimurium</i> , <i>S. enteritidis</i> e <i>S. Newport</i> são as espécies que mais frequentemente causam doença (Moeller 2001)	Em cetáceos a espécie mais prevalente é <i>Brucella ceti</i> . (Tryland et al. 2018)
Transmissão	Fecal-oral; contacto direto com animais infetados ou indireto através de artrópodes ou fomites, alimentos e água (Ketz-Riley 2013)	Transmissão vertical, ingestão de leite ou peixe contaminado, exposição da membrana mucosa, contacto sexual ou contacto com placenta ou fluidos neonatais infetados (Sidor 2013)
Período de incubação	1 a 4 dias (Ketz-Riley 2013)	Não está definido (Sidor 2013)
Sinais clínicos	Gastroenterite; anorexia, letargia, perda de peso, piroxia, polidipsia, desidratação e lesões oculares; petéquias multifocais, polisserosite, poliartrite, broncopneumonia, meningite ou meningoencefalite, diminuição da produção de leite, alterações do desenvolvimento, diminuição da fertilidade, aborto e morte (Ketz-Riley 2013)	Aborto e infertilidade, sinais neurológicos, lesões cutâneas, osteomielite, doenças cardiovasculares, doença respiratória (Sidor 2013; Tryland et al. 2018)
Severidade	De portadores assintomáticos a septicémia e morte (Ketz-Riley 2013)	Variável, doença aguda ou crónica (Sidor 2013)
Diagnóstico	Cultura bacteriológica de material fecal fresco; testes serológicos e de imunohistoquímica para identificar espécies e serotipos (Ketz-Riley 2013)	Isolamento bacteriano através de cultura com material biológico infetado (Sidor 2013)
Amostras para diagnóstico	Feces (Ketz-Riley 2013)	Fetos abortados, secreções vaginais, entre outros (Sidor 2013), sangue (Bush and Perez 2018)
Tratamento	Tratamento de suporte e antibioterapia em infeções graves e agudas, indivíduos imunocomprometidos ou muito jovens (Ketz-Riley 2013)	Amicacina intra-lesional, doxiciclina oral e rifampicina (Sidor 2013)
Prevenção e controlo	Implementação de programas de saneamento eficazes; gestão eficiente da coleção animal (Ketz-Riley 2013)	PCR ou cultura bacteriana para identificação dos animais que excretam ativamente a bactéria; biossegurança de qualidade e protocolos de quarentena eficientes (Sidor 2013)
Zoonose	Sim, consoante o serovar (Ketz-Riley 2013)	Sim (Sidor 2013)

Tabela 4 - Doenças virais com relevância para cetáceos em quarentena

	<i>Morbillivírus</i>	<i>Herpesvírus</i>
Características	CDV – <i>Canine Distemper Virus</i> PDV – <i>Phocine Distemper Virus</i> CeMV – <i>Cetacean morbillivirus</i> (Wellehan and Hinojosa-Cortes 2019)	Conseguem alcançar e manter estados de latência no seu hospedeiro, ficando ativos consoante o estado fisiológico deste (Duignan et al. 2018)
Transmissão	Via respiratória ou por contacto com fluidos orais, respiratórios e oculares e exsudados contendo o vírus; (Duignan et al. 2014)	Contacto direto com animais infetados ou aerossóis (Rivera 2013)
Período de incubação	5 a 12 dias (Gage 2013)	2 a 14 dias (Rivera 2013)
Sinais clínicos	Tremores, estado nutricional deficiente, alta carga de ectoparasitas (Duignan et al. 2018)	Necrose fatal do baço, timo e linfonodos; lesões genitais em placa, encefalite, nefrite, úlceras genitais e dermatite (Duignan et al. 2018)
Severidade	Infeções agudas ou subagudas; elevada mortalidade em populações suscetíveis (Gage 2013)	Doença assintomática fatal (Duignan et al. 2018)
Diagnóstico	Presença de lesões histopatológicas características, imunohistoquímica, PCR, RT-PCR, ELISA; amostras de soro pareadas com aumento do título de anticorpos (Gage 2013)	Isolamento viral a partir de lesões; PCR (Duignan et al. 2018)
Amostras para diagnóstico	Tecidos, soro (Gage 2013), sangue (Urbani da Silva, comunicação pessoal, 2019)	Zaragatoa oral, prepucial/vulvar (Urbani da Silva, comunicação pessoal, 2019)
Tratamento	Tratamento de suporte e de possíveis infeções secundárias (Duignan et al. 2018)	Não está descrito.
Prevenção e controlo	Teste de novos animais e boas medidas de biossegurança (Gage 2013)	Teste aos novos animais em quarentena, diagnóstico precoce e evitar o contacto com animais portadores (Rivera 2013)
Zoonose	Não (Gage 2013)	Não (Duignan et al. 2018)

3.2.5.1.2. Pinípedes

Os pinípedes representam mais de um quarto da diversidade de espécies de mamíferos marinhos, com aproximadamente 33 espécies em todo o mundo. São membros da ordem Carnivora, que inclui três famílias, Odobenidae (morsas), Otariidae (otárias e leões marinhos), e Phocidae (“focas verdadeiras”) (Berta 2009a).

São animais de grande porte, de silhueta corporal fusiforme, com membros em estilo de barbatana, cauda de pequenas dimensões e apêndices sexuais externos e glândula mamária retraídos, características que representam adaptações ao meio aquático e conservação de calor (Bowen et al. 2009).

Das duas famílias, Otariidae e Phocidae, os otarídeos caracterizam-se pela presença de apêndices auriculares externos/orelhas e pela capacidade de sustentar o peso do corpo sobre as barbatanas torácicas, que em conjunto com as barbatanas caudais permitem a sua movimentação em terra. Estão divididos em duas subfamílias, Otariinae (leões marinhos) e Arctocephalinae (otárias), que se distinguem pela presença de pelagem grossa e densa nas otárias.

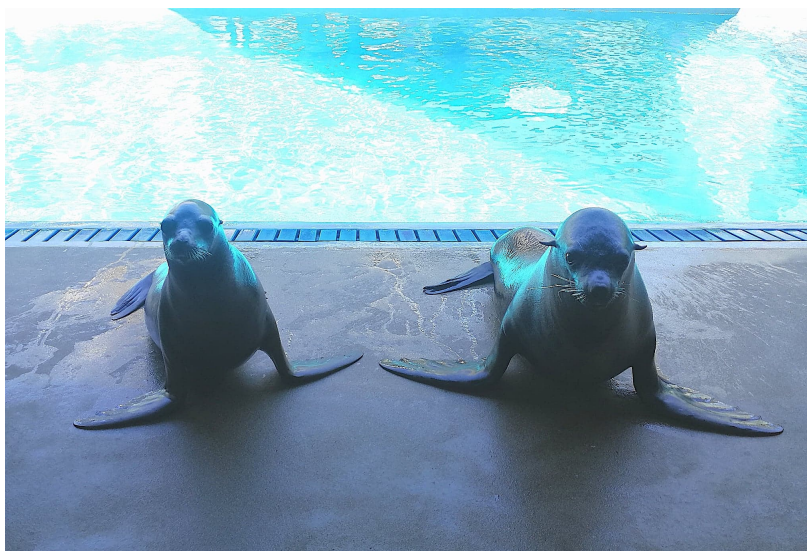


Figura 2 - Leão marinho californiano (*Zalophus californianus*) à esquerda e otária sul africana (*Arctocephalus pusillus*) à direita no Zoomarine (fotografia original)

Os focídeos distinguem-se da família Otariidae por não possuírem apêndices auriculares externos/orelhas e pela incapacidade de se erguerem para se movimentarem (Berta 2009b).

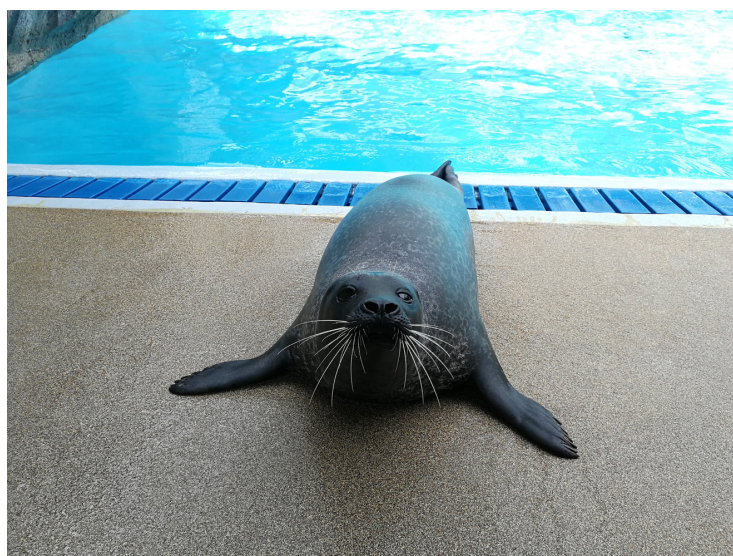


Figura 3 - Foca comum (*Phoca vitulina*) no Zoomarine (fotografia original)

A sua alimentação consiste em diversas espécies de peixes e de cefalópodes e, em menor quantidade, crustáceos (em algumas espécies de pinípedes) (Bowen et al. 2009).

A coleção zoológica do Zoomarine inclui indivíduos de quatro espécies distintas de pinípedes, duas da família dos focídeos, foca-vitulina (*Phoca vitulina*), foca-cinzenta (*Halichoerus grypus*); e duas da família dos otarídeos, leão-marinho-californiano (*Zalophus californianus*) e otária-sul-africana (*Arctocephalus pusillus pusillus*).

As recomendações de quarentena para pinípedes estão apresentadas na tabela 5:

Tabela 5 - Recomendações de quarentena para pinípedes (adaptado de Woodford 2000; AZA 2007; DGV 2009)

OBRIGATÓRIO	RECOMENDADO
Exame físico	Urianálise
Hemograma	Teste serológico para Morbilivírus
Perfil bioquímico completo ²	Teste serológico para Leptospira
Pesquisa de endoparasitas (a fresco e flutuação)	Teste serológico para Herpesvírus
Pesquisa bacteriana de <i>Salmonella spp</i>	Teste serológico para Influenza
<p>2 – Bilirrubina total, ureia, creatinina, glicose, proteínas totais, albumina, globulinas, fosfatase alcalina, colesterol, triglicéridos, ALT, AST, GGT, amilase, lipase, CK, Na⁺, K⁺, Ca⁺⁺, Ph⁺, ferro e hormonas sexuais</p>	Teste serológico para Parvovírus
	Teste serológico para Calicivírus
	Teste serológico para Brucelose
	Teste de dirofilariose
	Medição dos níveis de ferro no sangue

As doenças bacterianas dos pinípedes cuja testagem durante a quarentena é obrigatória ou recomendada estão agregadas na Tabela 6:

Tabela 6 - Doenças bacteriológicas com relevância para pinípedes em quarentena

	<i>Leptospira spp.</i>	<i>Salmonella spp.</i>	Brucelose
Características	Doença frequentemente causada por <i>L. interrogans</i> , serovar <i>pomona</i> (Bonn 2015)	<i>S. typhimurium</i> , <i>S. enteritidis</i> e <i>S. Newport</i> são as espécies que mais frequentemente causam doença (Moeller 2001)	Em pinípedes a espécie mais prevalente é <i>Brucella pinnipedialis sp.</i> (Tryland et al. 2018)
Transmissão	Contacto com urina infetada ou água contaminada (Gamble 2013); penetração através de lacerações na pele (Tryland et al. 2018); transmissão transplacentária ou transmamária (Gamble 2013)	Fecal-oral; contacto direto com animais infetados ou indireto através de artrópodes ou fomites, alimentos e água (Ketz-Riley 2013)	Transmissão vertical, ingestão de leite ou peixe contaminado, exposição da membrana mucosa, contacto sexual ou contacto com placenta ou fluidos neonatais infetados (Sidor 2013)
Período de incubação	7 a 21 dias (Gamble 2013)	1 a 4 dias (Ketz-Riley 2013)	Não está definido (Sidor 2013)
Sinais clínicos	Depressão, desidratação, polidipsia, anorexia, febre, vômitos, icterícia, ulcerações orais e relutância em usar os membros posteriores; leucocitose e alterações bioquímicas compatíveis com doença renal (Tryland et al. 2018).	Gastroenterite, anorexia, letargia, perda de peso, pirexia, polidipsia, desidratação e lesões oculares, petéquias multifocais, polisserosite, poliartrite, broncopneumonia, meningite ou meningoencefalite, diminuição da produção de leite, alterações do desenvolvimento, diminuição da fertilidade, aborto e morte (Ketz-Riley 2013)	Aborto e infertilidade (Sidor 2013; Tryland et al. 2018)
Severidade	Doença fatal em espécies não adaptadas ao hospedeiro (Gamble 2013)	Desde portadores assintomáticos a septicémia e morte (Ketz-Riley 2013)	Evidência sorológica de exposição sem doença clínica é frequente (Sidor 2013)
Diagnóstico	PCR de urina e ELISA dot-blot baseado em anticorpos (Gamble 2013) .	Cultura bacteriológica de material fecal fresco; testes serológicos e de imunohistoquímica para identificar espécies e serotipos (Ketz-Riley 2013)	Isolamento bacteriano através de cultura com

			material biológico infetado (Sidor 2013)
Amostras para diagnóstico	Urina, soro, sangue total (Gamble 2013)	Fezes (Ketz-Riley 2013)	Fetos abortados, secreções vaginais (Sidor 2013), sangue (Bush and Perez 2018)
Tratamento	Tratamento de suporte e antibioterapia (Tryland et al. 2018)	Tratamento de suporte e antibioterapia em infecções graves e agudas, indivíduos imunocomprometidos ou muito jovens (Ketz-Riley 2013)	Amicacina intra-lesional, doxiciclina oral e rifampicina (Sidor 2013)
Prevenção e controlo	Cuidados de higiene pessoal e evitar o contato com urina de animais portadores; controlo de pragas eficiente (Gamble 2013)	Implementação de programas de saneamento eficazes; gestão eficiente da coleção animal (Ketz-Riley 2013)	PCR ou cultura bacteriana para identificação dos animais que excretam ativamente a bactéria; biossegurança de qualidade e protocolos de quarentena eficientes (Sidor 2013)
Zoonose	Sim (Gamble 2013)	Sim, consoante o serovar (Ketz-Riley 2013)	Sim (Sidor 2013)

As doenças virais dos pinípedes cuja testagem durante a quarentena é obrigatória ou recomendada estão agregadas na Tabela 7:

Tabela 7 - Doenças virais com relevância para pinípedes em quarentena

	<i>Morbillivirus</i>	<i>Calicivirus</i>	<i>Herpesvirus</i>	<i>Influenza</i>	<i>Parvovirose</i>
Características	CDV – <i>Canine Distemper Virus</i> PDV – <i>Phocine Distemper Virus</i> CeMV – Cetacean morbillivirus (Wellehan and Hinojosa-Cortes 2019)	Esta família inclui 5 géneros: <i>Lagovirus</i> , <i>Nebovirus</i> , <i>Norovirus</i> , <i>Sapovirus</i> e <i>Vesivirus</i> (Duignan et al. 2018). São ubiqüitários em ambientes marinhos (Bonn 2015)	Conseguem alcançar e manter estados de latência no seu hospedeiro, ficando ativos consoante o estado fisiológico deste (Rivera 2013)	Estão divididos em 6 géneros: Influenza A, Influenza B e Influenza C, <i>Isavirus</i> , <i>Thogotovirus</i> e <i>Quarantavirus</i> , sendo que apenas os dois primeiros causam doença em mamíferos marinhos (Duignan et al. 2018)	Família Parvoviridae. Vírus sem envelope de cadeia única de DNA (Duignan et al. 2018)
Transmissão	Via respiratória ou por contacto com fluidos orais, respiratórios e oculares e exsudados (Duignan et al. 2014)	Contacto direto com animais infetados ou através de vetores (Duignan et al. 2018)	Contacto direto com animais infetados ou aerossóis (Rivera 2013)	Contacto direto com animais infetados, transmissão fecal-oral (Duignan et al. 2018)	Ingestão (fecal-oral) (Harrison 2013)
Período de incubação	5 a 12 dias (Gage 2013)	1 a 6 dias (Balasuriya et al. 2017)	2 a 14 dias (Rivera 2013)	Até 3 dias (Duignan et al. 2018)	4 a 10 dias (Harrison 2013)
Sinais clínicos	Pirexia, corrimentos nasal e ocular serosos ou mucopurulentos, tosse, cianose das mucosas, depressão, letargia, tremores e convulsões	Lesões vesiculares cutâneas; gastroenterite; dificuldades respiratória e de locomoção em crias (Wellehan and Hinojosa-Cortes 2019)	Descargas nasais e oculares, tosse, inflamação da mucosa oral, vômitos, diarreia, letargia, anorexia e febre (Rivera 2013)	Conjuntivite, descargas nasais espumosas ou com sangue, enfisema subcutâneo do tórax e pescoço, fraqueza e incoordenação (Duignan et al. 2018)	Vômitos e diarreia que resultam em desidratação e morte ou imunossupressão (Harrison 2013)

	(Duignan et al. 2018)				
Severidade	Infeções agudas ou subagudas; elevada mortalidade (Gage 2013)	Moderada morbilidade e baixa mortalidade (Wellehan and Hinojosa-Cortes 2019)	Doença assintomática a fatal (Duignan et al. 2018)	Doença assintomática a fatal (Gandolf 2013)	Doença subclínica, a severa e morte (Harrison 2013)
Diagnóstico	Lesões histopatológicas características, imunohistoquímica, PCR, RT-PCR, ELISA; amostras de soro pareadas com aumento do título de anticorpos (Gage 2013)	Isolamento viral em culturas de células, microscopia eletrónica, imunofluorescência indireta, PCR, RT-PCR e ELISA (Duignan et al. 2018).	Isolamento viral a partir de lesões; PCR (Duignan et al. 2018)	Isolamento viral ou PCR (Duignan et al. 2018)	Isolamento viral, PCR, ELISA e imunohistoquímica (Harrison 2013)
Amostras para diagnóstico	Tecidos, soro (Gage 2013), sangue total (Urbani da Silva, comunicação pessoal, 2019)	Zaragatoa oral (Urbani da Silva, comunicação pessoal, 2019)	Zaragatoa oral, prepucial/vulvar (Urbani da Silva, comunicação pessoal, 2019)	Sangue total, fezes (Urbani da Silva, comunicação pessoal, 2019)	Fezes, soro (Harrison 2013)
Tratamento	Tratamento de suporte (Duignan et al. 2018)	As lesões cutâneas desaparecem normalmente sem tratamento de suporte (Duignan et al. 2018).	Acyclovir em indivíduos neonatos de foca-comum (Duignan et al. 2018)	Terapêutica de suporte (Duignan et al. 2018)	Terapêutica de suporte (Harrison 2013)
Prevenção e controlo	Vacinação (Duignan et al. 2018)	Teste aos novos animais em quarentena e diagnóstico precoce (Singleton 2013)	Teste aos novos animais em quarentena, diagnóstico precoce e evitar o contacto com animais portadores (Rivera 2013)	Implementação de boas praticas de biossegurança; evitar o contacto com animais portadores (Duignan et al. 2018)	Biossegurança das instalações, bom programa de quarentena (Harrison 2013)
Zoonose	Não (Gage 2013)	Sim (Tryland 2018)	Não (Duignan et al. 2018)	Sim (Duignan et al. 2018)	Não (Harrison 2013)

As doenças parasitárias dos pinípedes cuja testagem durante a quarentena é obrigatória ou recomendada estão agregadas na Tabela 8:

Tabela 8 - Doença parasitária com relevância para pinípedes em quarentena

	<i>Dirofilaria immitis</i>
Características	Nematode filarídeo que parasita o lado direito do coração e a artéria pulmonar; desenvolvimento larvar em mosquitos culicídeos (Anderson 2001)
Transmissão	Picada de mosquito fêmea portador de microfíliarias (Larvas L3) (Anderson 2001)
Período de incubação	Período pré-patente de 6 a 8 meses no hospedeiro definitivo. Estadio de dirofilaria juvenil em 50 a 70 dias, migrando posteriormente para o coração através do sistema vascular. Período de longevidade do verme de 2 a 7 anos (Anderson 2001)
Sinais clínicos	Letargia, fraqueza, fadiga, intolerância ao exercício, dispneia, tosse, anorexia, perda de peso, vômitos, diarreia, colapso, convulsões, morte súbita. (Newcomb and Moorhead 2013)
Severidade	Doença assintomática a fatal (Newcomb and Moorhead 2013)

Diagnóstico	Teste de pesquisa de antígeno de fêmeas adultas; Técnica da Gota Fresca e esfregaço sanguíneo para visualização e Técnica de Knott Modificada e a Técnica das Fosfatases Ácidas para identificação; radiografia torácica; ecocardiografia (Marcelino 2015)
Amostras para diagnóstico	Sangue total (Newcomb and Moorhead 2013)
Prevenção e controle	Ivermectina uma vez por mês na época do mosquito (Marcelino 2015)
Tratamento	Ainda não foi descrito um tratamento bem-sucedido em pinípedes (Marcelino 2015)
Zoonose	Sim, mas rara (Newcomb and Moorhead 2013)

3.2.5.2. Aves

Estão descritas atualmente mais de 10.000 espécies de aves, de acordo com as classificações mais consensuais sobre a diversidade de aves mundial. Algumas das particularidades de cada grupo de aves advêm de fatores ecológicos como a disponibilidade de ninhos, competição entre espécies e presença ou ausência de determinados recursos específicos (Lovette 2016).

No Zoomarine, as aves estão divididas em dois grupos principais, as aves tropicais e as aves de rapina. Existem ainda outras que não se incluem nas duas categorias anteriores e que são por exemplo as íbis, seriemas ou os grou.

As aves tropicais incluem indivíduos da ordem Psittaciformes. Esta é uma ordem homogênea que inclui mais de 350 espécies agrupadas em 84 géneros. É constituída por três superfamílias: Strigopoidea (papagaios da Nova Zelândia – não incluídos na coleção do Zoomarine), Cacatuoidea (cacatuas e periquitos) e Psittacoidea (papagaios). Esta última é a família predominante com 326 espécies (Heatley and Cornejo 2015). Estes animais caracterizam-se pela presença de cabeças de grandes dimensões, pescoços curtos, bicos fortes em forma de gancho (Harcourt-Brown and Chitty 2005), língua grossa e preênsil, narinas dispostas na mandíbula superior e pelo facto de serem zigodáctilos, ou seja, possuírem os dígitos II e III direcionados para a frente ao invés do I e IV que são direcionados para trás (Forshaw 2010). Esta característica, em conjunto com o bico que atua como uma “terceira mão”, torna estes animais muito ágeis (Harcourt-Brown and Chitty 2005). Também apresentam uma diversidade de cores fortes e garridas (Figura 4), o que as torna muito populares, o que gera grande impacto negativo pois a comercialização ilegal e a degradação dos habitats, torna estas aves as mais ameaçadas do mundo (Heatley and Cornejo 2015).



Figura 4 - Arara vermelha (*A. chloropterus*) no Zoomarine (fotografia original)

As aves de rapina caracterizam-se por serem aves predadoras com determinadas particularidades físicas de que são exemplo, as garras, que representam a primeira linha de defesa e variam consoante a dieta do animal; o bico curvado e pontiagudo; a forma das asas, que varia consoante o tipo de caça; a visão poderosa e muito apurada, uma vez que este é o sentido mais importante para estes animais (Figura 5).

As aves de rapina podem ser divididas em dois grandes grupos, as aves rapinas diurnas (Accipitriformes – são exemplos as águias, falcões e milhafres) e as rapinas noturnas (Strigiformes – são exemplos os mochos, corujas e bufos). Estes animais têm em comum a sua capacidade predatória exímia em grandes áreas de território, tornando-os indicadores de sustentabilidade do meio ambiente. Tal como os psitacíformes, as aves de rapina também enfrentam a ameaça de extinção pela destruição dos seus habitats e pela caça furtiva (Negrão Antunes 2016).



Figura 5 - Ave de rapina diurna (*Falco cherrug*) e ave de rapina noturna (*Bubo lacteus*) no Zoomarine (fotografia original)

As recomendações de quarentena para exemplares de espécies de aves presentes no Zoomarine, estão apresentadas na tabela 9:

Tabela 9 - Recomendações de quarentena para aves (adaptado de Woodford 2000; AZA 2007; DGV 2009)

OBRIGATÓRIO	RECOMENDADO
Exame físico	Hemograma
Pesquisa de ectoparasitas	Perfil bioquímico completo ³
Pesquisa de endoparasitas (a fresco e flutuação)	Coloração de Gram para amostras fecais
Pesquisa bacteriana de <i>Salmonella</i> spp.	3 – Ácido úrico, glucose, proteínas totais, albumina, globulinas, AST, CPK, Na ⁺ , K ⁺ , Ca ⁺⁺ , Ph ⁺ , ácidos biliares
Exame virológico para Gripe Aviária	
Exame virológico para Doença de Newcastle	
Exame serológico para Psitacose/Ornitose em psitacídeos	
Exame serológico para PBFD (<i>psittacine beak and feather disease</i>) em psitacídeos	
Exame serológico para Doença de Pacheco (Herpesvírus) em psitacídeos	

As doenças bacterianas das aves cuja testagem durante a quarentena é obrigatória ou recomendada estão reunidas na Tabela 10:

Tabela 10 - Doenças bacteriológicas com relevância para aves em quarentena

	<i>Salmonella</i> spp.	Psitacose/ornitose
Agente	<i>S. typhimurium</i> , <i>S. enteritidis</i> e <i>S. Newport</i> são as espécies que mais frequentemente causam doença (Moeller 2001)	<i>Chlamydophila psittaci</i> (Lierz 2005)
Transmissão	Fecal-oral; contacto direto com animais infetados ou indireto através de artrópodes ou fomites, alimentos e água (Ketz-Riley 2013)	Fluídos nasais, fecais e oculares; fomites; transmissão mecânica por roedores ou insetos (Lierz 2005; Okeson 2013)
Período de incubação	1 a 4 dias (Ketz-Riley 2013)	3 dias a várias semanas (Okeson 2013)
Sinais clínicos	Gastroenterite, anorexia, letargia, perda de peso, pirexia, polidipsia, desidratação, petéquias multifocais, polisserosite, poliartrite, broncopneumonia, meningite ou meningoencefalite, alterações do desenvolvimento, diminuição da fertilidade e morte (Ketz-Riley 2013)	Letargia, corpo em bola, anorexia, corrimento ocular e nasal, conjuntivite, diarreia, perda de peso, sinais respiratórios (de espirros a dispneia), sinais neurológicos (tremores, torcicolo, paresia dos membros posteriores); os animais portadores de infeção latente podem não apresentar sinais clínicos (Lierz 2005; Okeson 2013)
Severidade	De portadores assintomáticos a septicémia e morte (Ketz-Riley 2013)	Depende da espécie afetada, condição fisiológica individual e da estirpe da bactéria (Okeson 2013)
Diagnóstico	Cultura bacteriológica de material fecal fresco (Ketz-Riley 2013)	Conjunto de: historial clínico, radiografia de corpo inteiro, hemograma e perfil bioquímico; teste de PCR (Lierz 2005; Okeson 2013)
Amostras para diagnóstico	Fezes (Ketz-Riley 2013)	Zaragatoas da conjuntiva, coanas, cloaca (Lierz 2005; Okeson 2013)
Tratamento	Tratamento de suporte: fluidoterapia e analgesia; antibioterapia em infeções graves e agudas, em indivíduos imunocomprometidos ou muito jovens (Ketz-Riley 2013)	Antibioterapia (Lierz 2005)
Prevenção e controlo	Programas de saneamento eficazes; gestão eficiente da coleção animal (Ketz-Riley 2013)	Quarentena de novos animais; boas práticas de higiene (Okeson 2013)
Zoonose	Sim, consoante o serovar (Ketz-Riley 2013)	Sim, como doença crónica em humanos (Lierz 2005)

As doenças virais das aves cuja testagem durante a quarentena é obrigatória ou recomendada estão reunidas na Tabela 11:

Tabela 11 - Doenças virais com relevância para aves em quarentena

	Gripe aviária	Doença de Newcastle	Psittacine beak and feather disease (PBFD)	Doença de Pacheco
Agente	Vírus <i>Influenza</i> (Bouvier and Palese 2008)	Vírus do grupo Paramyxovirus (Carpenter 2013)	<i>Circovirus</i> dos psitacídeos (Lierz 2005; Ritchie 2013)	<i>Herpesvirus</i> específico dos psitacídeos (Lierz 2005)
Transmissão	Fecal-oral e fecal-cloacal; aerossóis e contacto direto através das membranas mucosas; ingestão de tecidos infetados, fomites e vetores mecânicos (Gandolf 2013)	Aerossóis e ingestão (Carpenter 2013)	Contacto direto com animais infetados; indireta através de secreções, excreções ou pó das penas (Ritchie 2013)	Ingestão de material contaminado com secreções orais ou fecais (Stegeman 2013)
Período de incubação	1 a 7 dias (Gandolf 2013)	2 a 15 dias (Carpenter 2013)	3 a 4 semanas (Ritchie 2013)	7 dias (Lierz 2005)
Sinais clínicos	Sinais respiratórios, digestivos ou nervosos, individualmente ou simultaneamente (Gandolf 2013)	Sinais gastrointestinais e respiratórios; morte (Carpenter 2013)	Aumento da taxa de mortalidade das crias; penas em crescimento malformadas ou com mudanças de cor significativas; produção do pó das penas deficiente (Lierz 2005)	Raros – morte súbita (Lierz 2005)
Severidade	Doença assintomática a fatal (Gandolf 2013)	Frequentemente fatal (Carpenter 2013)	Especialmente agressiva em papagaios cinzentos, coracopsis, eclectus e catatuas (Ritchie 2013)	Morte na maioria dos casos (Stegeman 2013)
Diagnóstico	Isolamento viral e/ou RT-PCR (Gandolf 2013)	Isolamento viral e identificação microscópica de lesões em tecidos (Carpenter 2013)	Testes de PCR (Lierz 2005)	Identificação de papilomas; PCR ou RT-PCR para identificação viral; necrópsia e testes serológicos de tecidos de órgãos (Lierz 2005; Stegeman 2013)
Amostras para diagnóstico	Zaragatoas da orofaringe, traqueia ou cloaca; fezes (Gandolf 2013)	Zaragatoas da traqueia, orofaringe e cloaca; fezes; soro (Carpenter 2013)	Conteúdo medular de penas em crescimento; sangue; medula óssea em animais jovens (Lierz 2005)	Zaragatoa da cloaca, soro e sangue total; amostras de tecidos (Stegeman 2013)
Tratamento	Não está disponível (Gandolf 2013)	Avaliação do benefício do tratamento em detrimento da propagação da infeção (Carpenter 2013)	Tratamento de suporte (Ritchie 2013)	Aciclovir (Stegeman 2013)
Prevenção e controlo	Biossegurança, vigilância e identificação de focos, eliminação de aves infetadas e aumento da resistência à infeção (vacinação) (FAO 2008; Martin et al. 2009)	Vacinação; despovoamento e desinfecção de instalações (Carpenter 2013)	Biossegurança e eliminação de animais doentes (Lierz 2005)	Isolamento ou eliminação de portadores e rastreio em quarentena (Stegeman 2013)
Zoonose	Sim (Gandolf 2013)	Sim, embora rara (Carpenter 2013)	Não se conhece nenhum caso (Ritchie 2013)	Não (Stegeman 2013)

3.2.5.3. Répteis

A classe Reptilia compreende quase 6000 espécies muito diversas, incluindo carnívoros estritos, como os crocodilos, lagartos insetívoros como os anolis ou verdadeiros vegetarianos, como iguanas verdes, entre outros (Rayment-Dyble 2004).

Os répteis distribuem-se por quase todos os climas e ecossistemas do planeta, em áreas que vão dos trópicos húmidos e secos ao círculo ártico (Cooper and Lawton 1992).

São animais ectotérmicos uma vez que o seu comportamento é importante para regular a temperatura corporal e têm a capacidade de hibernar ou estivar em resposta a temperaturas extremas (Rayment-Dyble 2004). Podem ser terrestres, aquáticos ou semi aquáticos, bem como arborícolas ou escavadores (Cooper and Lawton 1992).

A classe dos répteis subdivide-se em quatro ordens: Chelonia que inclui tartarugas terrestres, semi-aquáticas e marinhas; Crocodilia que inclui crocodilos, jacarés e gaviais; Rynchocephalia que inclui tuataras e Squamata que inclui serpentes, camaleões, lagartos.

No Zoomarine existem exemplares das ordens Chelonia e Crocodilia (Figura 6).



Figura 6 - Répteis da ordem Chelonia, várias espécies e Crocodilia (*Alligator mississippiensis*) no Zoomarine (em cima: fotografia original; em baixo: cortesia Zoomarine)

As recomendações de quarentena para répteis das espécies presentes no Zoomarine, estão apresentadas na tabela 12:

Tabela 12 - Recomendações de quarentena para répteis (adaptado de Woodford 2000; AZA 2007; DGV 2009)

OBRIGATÓRIO	RECOMENDADO
Pesquisa de endoparasitas (a fresco e flutuação)	Exame físico
Pesquisa de ectoparasitas	Hemograma
Informação do estatuto sanitário de origem sobre Micoplasma e Herpesvírus (no caso dos crocodilos)	Perfil bioquímico completo ⁴
Pesquisa bacteriana de <i>Salmonella spp</i>	
Pesquisa de protozoários	

4 – Ácido úrico, glucose, proteínas totais, albumina, globulinas, AST, CPK, Na⁺, K⁺, Ca⁺⁺, Ph⁺, ácidos biliares

Reunimos nas Tabelas 13 e 14 as doenças bacterianas e virais cujos estatutos sanitários necessitam ser conhecidos e cuja testagem durante a quarentena é obrigatória.

Tabela 13 - Doenças bacterianas com relevância para répteis em quarentena

	<i>Salmonella spp.</i>	<i>Mycoplasma spp.</i>
Características	<i>S. typhimurium</i> , <i>S. enteritidis</i> e <i>S. Newport</i> são as espécies que mais frequentemente causam doença (Moeller 2001)	<i>M. alligatoris</i> e <i>M. drocodyli</i> são as espécies mais frequentes que causam doença (Fleming and Fontenot 2015)
Transmissão	Fecal-oral; contacto direto com animais infetados ou indireto através de artrópodes ou fomites, alimentos e água (Ketz-Riley 2013)	Contacto direto com animais infetados; fomites (Justice-Allen 2013)
Período de incubação	1 a 4 dias (Ketz-Riley 2013)	2 a 4 semanas (Justice-Allen 2013)
Sinais clínicos	Gastroenterite, anorexia, letargia, perda de peso, pirexia, desidratação e lesões oculares, petéquias multifocais, polisserosite, poliartrite, broncopneumonia, meningite ou meningoencefalite, alterações do desenvolvimento, diminuição da fertilidade e morte (Ketz-Riley 2013)	Poliartrite, pneumonia e morte (Fleming and Fontenot 2015)
Severidade	De portadores assintomáticos a septicémia e morte (Ketz-Riley 2013)	De portadores assintomáticos a manifestação de doença dependente das características do agente e hospedeiro (Marschang and Chitty 2004)
Diagnóstico	Cultura bacteriológica de material fecal fresco; testes serológicos e de imunohistoquímica para identificar espécies e serotipos (Ketz-Riley 2013)	Cultura bacteriológica; PCR; testes serológicos (ELISA) (Marschang and Chitty 2004)
Amostras para diagnóstico	Fezes (Ketz-Riley 2013)	Fluido sinovial, fezes, tecido pulmonar (Fleming and Fontenot 2015)
Tratamento	Tratamento de suporte e antibioterapia em infeções graves e agudas, indivíduos imunocomprometidos ou muito jovens (Ketz-Riley 2013)	Antibioterapia, não sendo 100% eficaz (Fleming and Fontenot 2015)
Prevenção e controlo	Implementação de programas de saneamento eficazes; gestão eficiente da coleção animal (Ketz-Riley 2013)	Testagem dos novos animais, em quarentena (Marschang and Chitty 2004)
Zoonose	Sim, consoante o serovar (Ketz-Riley 2013)	Possivelmente (Justice-Allen 2013)

Tabela 14 – Doença viral com relevância para répteis em quarentena

	<i>Herpesvírus</i>
Características	Infeções latentes em hospedeiros que sobrevivem à infecção aguda (Marschang 2019)
Transmissão	Contacto direto com animais infetados; transmissão vertical (Shilton et al. 2016)
Período de incubação	Não existem estudos suficientes em crocodilos (Shilton et al. 2016)
Sinais clínicos	Existência de três síndromes: CP – conjuntivite ou faringite; SLPE – proliferação linfoide e encefalite não supurativa; LNS – infiltração linfohistiocítica multifocal da derme (Marschang 2019)
Severidade	Não existem estudos suficientes em crocodilos (Shilton et al. 2016)
Diagnóstico	PCR (Shilton et al. 2016)
Amostras para diagnóstico	Tecidos de diversos órgãos (necrópsia) (Shilton et al. 2016)
Tratamento	Não existem estudos suficientes em crocodilos
Prevenção e controlo	Não existem estudos suficientes em crocodilos
Zoonose	Desconhecido

3.3.5.4. Peixes

Os peixes são os animais mais antigos de todos os vertebrados, com uma ancestralidade de mais de 500 milhões de anos. São também a classe mais numerosa com cerca de 17000 espécies, embora este número seja muito subjetivo devido à grande quantidade de espécies desconhecidas que habitam a grandes profundidades oceânicas (Alderton 2019). Deste modo, a interação entre peixes e elementos químicos, físicos e biológicos adjacentes resulta numa grande abundância de espécies e numa distribuição muito abrangente destes animais.

O seu meio natural é a água e como tal, todos os processos biológicos dependem diretamente das condições da água em que vivem.

Os peixes podem ser classificados, por exemplo, quanto à sua localização no meio aquático, em bênticos quando habitam os fundos, pelágicos quando são nadadores livres ou planctónicos quando são dependentes das correntes para se deslocarem. Para além da localização, também os fatores ambientais influenciam a vida destes animais. Assim, há que considerar a temperatura das águas, a iluminação, o grau de turvação, a salinidade, as correntes, a quantidade de alimentos, as relações sociais e a densidade populacional, aquando da classificação de peixes (Bernardo and Veloso 2018).

Devido às características destes animais, e o meio em que vivem, os protocolos de quarentena de peixes são mais complexos que os já mencionados anteriormente.

A movimentação destes animais do estado selvagem para um aquário ou de aquário para aquário contribui para a elevação dos níveis de stress, cujos fatores podem ser:

- Físicos – mudanças de temperatura ou de intensidade de luz e a dimensão das novas instalações;
- Químicos – mudanças na composição química da água nos diferentes aquários;

- Biológicos – o estado inicial de saúde do animal, a adequação do ambiente onde vai ser colocado e a presença de agentes infecciosos;
- Sociais – número, género, tamanho dos outros animais no mesmo aquário.

Nos peixes, o stress prolongado é considerado fator predisponente de doenças infecciosas, porque diminui a resposta imunitária dos animais face aos agentes infecciosos (Boerman et al. 2006).

Todos os novos animais a integrar uma coleção devem ser submetidos a quarentena por um período mínimo de 30 dias, 45 a 60 dias no caso de espécies de água fria (Erlacher-Reid 2019).

À chegada às instalações de destino, os peixes devem sofrer um período de aclimatização ao novo habitat que vão integrar. Como tal, a água do tanque de destino deve ser introduzida e misturada gradualmente com água de origem, durante um período de 20 a 60 minutos, de modo a permitir a adaptação dos animais aos novos parâmetros ambientais do tanque de destino.

Os peixes ou invertebrados aquáticos em quarentena são geridos em grupo, uma vez que estão sujeitos às mesmas condições ambientais e aos mesmos agentes patogénicos. Deste modo, é essencial examinar visualmente e regularmente todos os animais do grupo, mas o diagnóstico de doença nalguns indivíduos é suficiente, pois reflete o grupo (Hadfield 2011). Estes exames devem ser efetuados 1 semana após a chegada à quarentena e 1 semana antes da saída de quarentena, e quando possível, devem incluir:

- Inspeção visual;
- Avaliação das biometrias, do peso e condição corporal;
- Raspagens de pele e biópsias de guelras com exame de microscopia direta;
- Exame fecal;
- Colheita de sangue para hematologia e análises bioquímicas (não recomendado a animais com menos de 8cm de comprimento total);
- Exames de diagnóstico por imagem, como ultrassonografia e radiografia;
- Necrópsia de todos os animais mortos, com recolha de amostras relevantes (Hadfield 2011; Erlacher-Reid 2019).

Para além dos exames aos animais, também a qualidade da água (temperatura e pH) deve ser avaliada diariamente até estar estabilizada e depois periodicamente (Hadfield 2011).

Durante o período de quarentena, a avaliação da presença de doenças é mais simples, por se tratar de um ambiente muito controlado. Assim, e mesmo que os animais pareçam saudáveis, é aconselhável a realização de tratamentos preventivos, nomeadamente desparasitações (Boerman et al. 2006). Estes tratamentos, devem ser realizados após completados 7 a 10 dias de quarentena e desde que os animais se estejam a alimentar

convenientemente (Hadfield 2011). Os diferentes tratamentos para este fim encontram-se na tabela 15:

Tabela 15 - Tratamentos preventivos para peixes em quarentena (adaptado de Hadfield 2011)

Banhos de água doce e água salgada	Alvo: ectoparasitas. Imersões de curta duração (até 5min) em água com a mesma temperatura e pH que a água de origem.
Imersão de longa duração e baixa salinidade	Alvo: redução do stress osmótico em peixes teleósteos de água doce; reduzir a absorção de nitritos. Imersões de longa duração a baixa salinidade para peixes de água doce; podem ser usados água salgada, cloreto de sódio ou mistura de sais comercial.
Sulfato de cobre	Alvo: ectoparasitas ciliados e flagelados; pouco efeito em monogéneos. Recomendado para teleósteos marinhos capturados do selvagem ou provenientes de grandes distribuidores; imersão de longa duração; 0,18 – 0,20mg/L cobre ionizado durante 21 dias. Precauções: toxico para a maioria dos invertebrados, elasmobrânquios e plantas.
Difosfato de cloroquina	Alvo: ectoparasitas ciliados e flagelados; pouco efeito em monogéneos e bactérias. Imersão de longa duração, 10mg/L Precauções: pode danificar os filtros biológicos; o tanque deve ser mantido em baixa luminosidade; uso de EPI recomendado.
Formalina (Formaldeído 37%)	Alvo: ectoparasitas ciliados e flagelados; efeito dose dependente em monogéneos e bactérias. Recomendado para a maioria dos teleósteos de água doce capturados do selvagem ou provenientes de grandes distribuidores; imersão de curta ou longa duração; administração de baixa dose, 10-25mg/L até 24 h; terapia de alta dose, 100-150mg/L por 1 h. Precauções: potencialmente toxico para a maioria dos invertebrados, elasmobrânquios, plantas e alguns teleósteos sem escamas; toxicidade aumentada em casos de lesões cutâneas, baixo pH e temperaturas elevadas; doses elevadas podem danificar os filtros biológicos e aumentar a turvação da água.
Praziquantel	Alvo: monogéneos, trematodes, cestodes. Recomendado para o tratamento de monogéneos na maioria dos peixes; imersão de curta ou longa duração, administração intramuscular ou oral; imersão, 2-5mg/L por horas ou dias e deve ser repetido; doses intramuscular e oral variáveis.
Organofosfatos e inibidores de quitina	Alvo: infeções parasitárias que não podem ser tratadas por outros métodos. Imersão de curta duração com trichlorfon (Dylox) ou diflubenzuron (Dimilin), doses variáveis e repetição em 7-10 dias. Precauções: tóxicos para a maioria dos invertebrados e potencialmente tóxicos para a maioria das espécies; deve ser considerada a eliminação de água com a medicação utilizada.
Fenbendazole ou Levamizole	Alvo: nematodes gastrointestinais; pouco efeito em parasitas em quistos. Administração intramuscular ou imersão (levamizole) e administração oral (fenbendazole e levamizole); doses variáveis. Precauções: necessário cuidado na administração de fenbendazole em limpa-fundos; a imersão em levamizole pode danificar filtros biológicos.

Antibióticos	<p>Alvo: bactérias.</p> <p>Administração oral, intramuscular, intracelômica ou por imersão destinada a indivíduos específicos; doses variáveis</p> <p>Precauções: apenas devem ser usados em casos de forte suspeita de infecções bacterianas; podem danificar filtros biológicos; deve ser considerada a eliminação de água com a medicação utilizada.</p>
Vacinas	Existem atualmente vacinas para <i>Vibrio anguillarum</i> , <i>Aeromonas salmonicida</i> , <i>Yersinia ruckeri</i> , <i>Flavobacterium columnare</i> e anemia infecciosa do salmão.

Para além destas medidas preventivas que devem ser aplicadas, é também obrigatório, segundo a DGAV, obter informação do estatuto sanitário de origem sobre as doenças agrupadas na Tabela 16 (DGV 2009):

Tabela 16 - Doenças cujo estatuto sanitário deve ser conhecido aquando da movimentação de peixes, moluscos e crustáceos (adaptado de DGV 2009)

	Doenças
Peixes	Necrose hematopoiética epizootica; Síndrome ulcerativa epizootica; Septicémia hemorrágica viral (SHV); Necrose hematopoiética infecciosa (NHI); Herpes virose da carpa-koi; Anemia infecciosa do salmão (AIS)
Moluscos	Infeção por <i>Bonamia exitiosa</i> ; Infeção por <i>Perkinsus marinus</i> ; Infeção por <i>Mycrocytos mackini</i> ; Infeção por <i>Martelia perfringens</i> ; Infeção por <i>Bonamia ostreae</i>
Crustáceos	Síndrome de Taura; Doença da "cabeça amarela"; Doença da "mancha branca"

Terminado a quarentena, e se não houver evidência de stress, sinais clínicos ou lesões de doença, os animais podem ser introduzidos no seu novo habitat (Hadfield 2011).

4. Elaboração de protocolo interno de quarentena multiespécie num contexto zoológico

4.1. Objetivos

O objetivo deste estudo é delinear um protocolo interno de quarentena multiespécie para o Parque Zoológico Zoomarine.

4.2. Materiais e métodos

Todos os dados foram recolhidos pela candidata nos diversos sectores e serviços do parque: hospital veterinário, todas as áreas animais, laboratório de análise de águas e departamento de imagem; e em diversos suportes: comunicação pessoal, informático e audiovisual. Os dados foram posteriormente compilados, validados e estruturados num documento único de fácil consulta e atualização, o protocolo interno de quarenta multiespécie do Zoomarine.

4.2.1. Contexto zoológico e caracterização da população

O Parque Zoológico Zoomarine (Zoomarine) localiza-se na freguesia da Guia, concelho de Albufeira, na região do Algarve, no sul de Portugal continental (Figura 7).

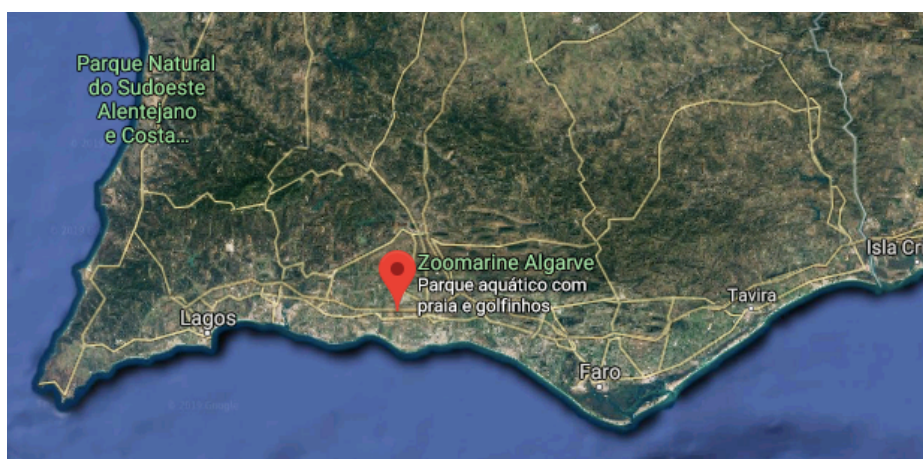


Figura 7 - Localização geográfica do Zoomarine (fonte: Google Maps)

O Zoomarine foi inaugurado a 3 de Agosto de 1991, com apresentações diárias de golfinhos, leões marinhos e aves exóticas, sendo à data, o primeiro parque temático em

Portugal vocacionado para a animação cultural. Desde a sua inauguração foi distinguido com múltiplos galardões nacionais e internacionais, como por exemplo, em 1997 a medalha de prata de Mérito Turístico atribuída pelo Governo português e em 2017 o selo de conformidade *Humane Certified*™, tornando-se a quarta instituição na Europa a receber esta certificação pelo programa de conservação global *American Humane* para o bem-estar e o tratamento compassivo dos animais a seu cuidado (Departamento Recursos Humanos - Mundo Aquático 2018).

O lema do Zoomarine é “Manter a Vida – Preservar a Natureza”. A sua missão assenta nos pilares de promoção do conhecimento, preservação e educação ambiental dos visitantes.

Tanto no Zoomarine como em outras instituições zoológicas semelhantes, os animais mantidos sob cuidados humanos devem ter garantidas determinadas condições, de acordo com as suas características individuais, assemelhando-se o mais possível às encontradas no estado selvagem, com vista a salvaguardar o seu bem-estar. Descrevem-se a seguir, os vários parâmetros que contribuem para a boa manutenção dos animais no Zoomarine.

4.2.1.2. Coleção zoológica

A coleção zoológica do Zoomarine é bastante diversificada, tendo vindo a sofrer alterações ao longo dos anos, não só consoante o ciclo de vida dos animais como também com movimentações e permutas entre parques e instituições zoológicas. Apresentamos na tabela 17, a população animal residente do Zoomarine, à data de 24 de Julho de 2019.

Tabela 17 - Coleção zoológica do Zoomarine à data de 24 de Julho de 2019

Grupo de animais	Número de indivíduos
Cetáceos (golfinho-roaz)	26
Pinípedes	18
Aves tropicais	105
Aves de Rapina	39
Outras aves	120
Peixes	518
Répteis	60
Outros (invertebrados, corais, anémonas e crustáceos)	118
TOTAL	1004

4.2.1.3. Instalações dos animais

Os animais que integram a coleção zoológica do Zoomarine, estão distribuídos e separados por diversas áreas: golfinhos, pinípedes, aves tropicais, aves de rapina, peixes e invertebrados marinhos, répteis e espécies resgatadas no Porto d'Abrigo.

As instalações de cetáceos compreendem piscinas com dimensões que cumprem os requisitos mínimos adequados ao seu bem-estar (para 1-6 animais: 550 m² superfície, 2.000 m³ volume e 3,5≥50%PS profundidade (EAAM 2019)). Os pinípedes encontram-se num habitat que, para além da piscina, apresenta uma área seca, essencial para o seu descanso. Estes animais, em conjunto com os peixes presentes na zona de aquários, estão dependentes da existência de água.

A água que abastece estes habitats provém de um ponto de captação subterrâneo de água salgada situado na freguesia de Pêra, no concelho de Silves.

A qualidade da água utilizada nas piscinas é monitorizada no Laboratório de Análise de Águas do parque, integrado no edifício do hospital veterinário. As análises de rotina deste laboratório são fundamentais para salvaguardar a saúde dos animais cujo habitat é aquático assim como a Saúde Pública dos visitantes, pois existem piscinas públicas no parque.

O Laboratório de Análise de Águas do Zoomarine faz, pelo menos três vezes por dia, análises dos seguintes parâmetros para aferir a qualidade da água: pH; potencial de oxidação-redução; níveis de cloro total e livre; salinidade; valores de amónia, consoante as necessidades ou a manifestação de alterações visíveis na própria água; e, uma vez por semana, análises microbiológicas para deteção e quantificação de *Pseudomonas aeruginosas*, coliformes totais (*E.coli*), microrganismos totais, fungos (bolores e leveduras), e ainda *Staphylococcus aureus* e *Enterococcus faecalis* nas piscinas públicas.

A rede de saneamento pública transporta os afluentes domésticos da Guia até ao local de tratamento final que é realizado na ETAR Municipal na região poente de Albufeira.

As instalações das aves compreendem aviários nos quais os indivíduos são distribuídos consoante a espécie, individualmente ou em grupo, respeitando os requisitos mínimos adequados à sua saúde e bem-estar. Estas instalações estão nas zonas de aves tropicais e de rapina, e o acesso é restrito aos treinadores. Contudo, existe ainda um habitat de imersão, o Américas, no qual dentro de um perímetro limitado, é possível simular o ambiente em que aves do continente americano vivem na Natureza e permite ao visitante uma envolvimento com os animais em semi-liberdade.

As instalações dos répteis compreendem uma área com lagos artificiais assim como áreas secas.

4.2.1.4. Alimentação dos animais

No Zoomarine todos os animais têm uma dieta rigorosamente controlada, que é a base de uma boa condição física e um bom estado de saúde geral e bem-estar.









Os mamíferos marinhos são alimentados consoante o seu estado fisiológico e a sua condição corporal. O seu plano alimentar é adaptado semanalmente. Assim, a dieta quer de golfinhos quer de pinípedes é programada em função de quilocalorias (kcal), sendo por isso

os animais pesados regularmente para fazer o cálculo das calorias necessárias para cada indivíduo.

O peixe que é fornecido diariamente aos animais, provém de pesca e congelação no alto mar e é entregue embalado no Zoomarine. À chegada de um novo lote de peixe, é recolhida uma amostra representativa e enviada para o Laboratório de Segurança Alimentar da FMV-ULisboa (Anexo 3) para análises de controlo de qualidade. Este controlo é estabelecido pela Organização Internacional de Normalização (ISO - 22002) e inclui a medição de peróxidos, azoto básico volátil total (ABVT), índice do ácido tiobarbitúrico (TBA), e a análise centesimal e energética. Os resultados das análises são posteriormente avaliados pelo Médico Veterinário responsável que dará a autorização para o início ou não da utilização do lote em questão para consumo.

As espécies de peixe utilizadas no Zoomarine descrevem-se na Tabela 18:

Tabela 18 - Espécies de pescado utilizadas na alimentação de mamíferos marinhos, aves, répteis e peixes no Zoomarine

Designação comum	Nome científico	
Arenque	<i>Clupea arengus</i>	 https://pt.wikipedia.org/wiki/Clupea_harengus
Verdinho	<i>Micromesistius poutassou</i>	 http://www.conxemar.com/en/blue-whiting
Capelim	<i>Mallotus villosus</i>	 https://mare.istc.cnr.it/fisheriesv2/species?sessionid=jmG2Wx-MFExACcwc29QdwfT-kkKMbt7fIH3Jw1m1-icHZLXMYVICI450402083?lang=pt&sn=22023
Carapau	<i>Trachurus trachurus</i>	 http://www.conxemar.com/en/horse-mackerel-0
Cavala	<i>Scomber japonicus</i>	 https://en.wikipedia.org/wiki/Chub_mackerel
Espadilha	<i>Sprattus sprattus</i>	 https://mare.istc.cnr.it/fisheriesv2/species?sessionid=JwsBkhoU8-oCF0zABemCOcUdmrJv8W8hIC_iAoHPoc-Qh0-MfqLb!-940980805?lang=pt&sn=34462
Eperlano	<i>Hypomesus olidus</i>	 https://www.conxemar.com/es/eperlano
Lula	<i>Loligo vulgaris</i>	 http://archipelago.gr/en/fishforlife/european-squid/

A dieta dos mamíferos marinhos é ainda complementada com vitaminas e minerais, uma vez que a congelação do pescado conduz à perda de nutrientes importantes na nutrição destes animais. São fornecidos suplementos vitamínicos, *Akwavit Dolphin* e *Akwavit Pinnipeds*, especialmente formulados para estas espécies (Tabela 19).

Tabela 19 - Composição dos suplementos para golfinhos (esquerda) e pinípedes (direita)

Akwavit Dolphin		Akwavit Pinnipeds	
Aditivos nutricionais por comprimido		Análise por comprimido	
3a160(a) betacaroteno	6 mg	Magnésio	50 mg
E671 Vitamina D3	300 UI	Luteína	10 mg
3a700 Vitamina E	180 mg	Zeaxantina	2,5 mg
3a820 Vitamina B1	300 mg	Ácido Lipóico Alfa	50 mg
Vitamina B2	10 mg	Proantocianidinas	100 mg
3a831 Vitamina B6	10 mg	Aditivos nutricionais por comprimido	
Vitamina B12	20 mcg	3a160(a) betacaroteno	8 mg
3a300 Vitamina C	300 mg	E671 Vitamina D3	500 UI
3a315 Niacina	20 mg	3a700 Vitamina E	180 mg
3a841 Ca-D-pantotenato	15 mg	3a820 Vitamina B1	500 mg
3a316 Ácido Fólico	500 mcg	Vitamina B2	10 mg
3a880 Biotina	50 mg	3a831 Vitamina B6	10 mg
3a900 Inositol	10 mg	Vitamina B12	20 mcg
3b202 Iodina	0,15 mg	3a300 Vitamina C	300 mg
E4 Cobre	2 mg	3a315 Niacina	20 mg
3b605 Zinco	1 mg	3a841 Ca-D-pantotenato	15 mg
3b815 Selénio	0,1 mg	3a316 Ácido Fólico	500 mcg
		3a880 Biotina	100 mcg
		3a900 Inositol	10 mg
		3b202 Iodina	1 mg
		E4 Cobre	2 mg
		3b605 Zinco	10 mg
		3b815 Selénio	0,1 mg

As aves também são alimentadas consoante o seu peso, espécie e biologia específica, pelo que a medição frequente deste parâmetro é essencial. No caso das aves, para além do fator saúde, a sua alimentação reflete-se na sua performance, principalmente nos animais que são utilizados nas apresentações. Assim, consoante a espécie, a alimentação é bastante variada.

Nas aves tropicais são fornecidos diariamente, para além do granulado de boa qualidade, diversos frutos frescos e como reforço positivo (incentivo de comportamento positivo) frutos secos, nomeadamente avelãs ou amendoins.

Nas aves de rapina são utilizados vários tipos de alimentos, consoante a espécie. Nas carnívoras, recorre-se a codorniz, pinto ou rato, que são fornecidos ao Zoomarine por empresas externas (St. Laurentis, S.A.; Avibom e Lusocarne e respetivamente), congelados e embalados inteiros. São depois dados às aves descongelados e partidos consoante a necessidade das aves.

Para as omnívoras, além da carne, são oferecidos legumes variados e peixe, como Capelim e Eperlano. Se necessário, complementando com granulado cuja composição varia consoante a dieta de cada animal.

No aquário, são fornecidos pequenos crustáceos como Mysis, Krill, Artémia e Dáfnia e aos animais de maiores dimensões, consoante a espécie, diversas variedades de peixe já mencionadas anteriormente, moluscos e crustáceos. Esta dieta é também complementada com granulado e vitaminas no caso dos elasmobrânquios (Tabela 20).

Tabela 20 - Composição do suplemento, por comprimido, para elasmobrânquios

Vitamina A	4000 UI
Vitamina D ₃	450 UI
Vitamina E	40 UI
Vitamina C	400 mg
Vitamina B ₁₂	3,75 mcg
Vitamina B ₁ ou Tiamina	65 mg
Vitamina B ₂ ou Riboflavina	1,5 mg
Ácido Nicotínico	0,01 mg
Vitamina B ₆ ou Piridoxina	1,0 mg
Ácido Pantoténico	3 mg
Iodo	250 mg

Os répteis, são alimentados com peixe e carne das espécies descritas acima quer para os mamíferos marinhos, quer para as aves. Já as tartarugas terrestres herbívoras são alimentadas com legumes variados complementados com feno de alfalfa enquanto são juvenis, e na idade adulta com um granulado específico (Figura 8).



Figura 8 - Alimento composto para tartarugas adultas utilizado no Zoomarine

4.2.2. Quarentena

Como o Zoomarine é um parque autorizado pela Diretiva (UE) 92/65/CEE de 13 de julho, trabalha em rede com outras instituições zoológicas nacionais e internacionais, realizando operações de intercâmbio de animais entre diferentes parques zoológicos.

Na instituição zoológica de origem e antes da sua saída, todos os animais são submetidos a um exame físico, desparasitados, sendo-lhes colocado um dispositivo de identificação individual, anilha ou microchip. Todos os animais a serem transportados são acompanhados de um certificado sanitário onde estes parâmetros são registados e é atestada a ausência de anticorpos para as doenças mais frequentes nessa espécie.

À chegada ao Zoomarine, todos os animais são observados pela equipa veterinária que realiza um exame clínico individual para avaliação do estado geral, observação de lesões e suspeita de doenças. Todas as amostras biológicas recolhidas durante a quarentena são catalogadas e arquivadas.

Os exames complementares de diagnóstico para pesquisa das doenças descritas em 3.2.5. são realizadas pelo INIAV, Laboratório Nacional de Referência, e para outras condições pelo Laboratório Veterinário DNAtch.

A DGAV é informada de todos os procedimentos a decorrer em âmbito de quarentena, assim como o início e o término destes procedimentos. O fim da quarentena é autorizado por esta entidade consoante os resultados dos exames laboratoriais.

4.2.2.1. Mamíferos marinhos

No Zoomarine, a quarentena para mamíferos marinhos tem a duração de 15 dias (UE) ou de 30 dias (TPT). É requisitada à instituição zoológica de origem, informação sobre a vacinação contra o mal rubro (*Erysipelothrix rhusiopathiae*) ou sobre a presença de anticorpos contra esta bactéria (no caso dos golfinhos), informação sobre a desparasitação, um teste serológico para rastreio da tuberculose e um perfil hematológico e bioquímico completo.

À chegada, repete-se o hemograma e o perfil bioquímico, faz-se uma análise fecal (parasitológica), um exame bacteriológico para *Salmonella spp.*, testes serológicos para rastreio de morbilivírus e herpesvírus (para golfinhos e pinípedes), influenza, parvovírus, calicivírus, *Leptospira spp* e dirofilariose (para pinípedes), e uma radiografia ao tórax no caso dos pinípedes, se for considerado um procedimento seguro para o animal.

Para além da lista de doenças prioritárias na quarentena já discutidas, o Zoomarine faz também, nos mamíferos marinhos, o rastreio do mal rubro nos golfinhos (*Erysipelothrix rhusiopathiae*) e testes serológicos para tuberculose. A fundamentação para estes controlos é a seguinte:

- ***Erysipelothrix rhusiopathiae*** – é uma bactéria gram-positiva ubiqüitária em ecossistemas marinhos, resiste longos períodos de tempo no meio ambiente e pode desenvolver-se no muco que reveste a pele dos peixes e tem potencial zoonótico (Tryland et al. 2018). O mal rubro ou erisipela pode manifestar-se de duas formas distintas, septicémia aguda ou forma dermatológica. Uma investigação realizada em

animais em cativeiro de vários parques, revelou que a ocorrência de mal rubro em animais vacinados foi nula, o que comprova a eficácia da vacinação (Dunn et al. 2001). A equipa veterinária do Zoomarine usa a vacina *Ruvax*, de administração parenteral, comercializada para suínos pelo laboratório Boehringer Ingelheim Animal Health Portugal, Unipessoal, Lda.

- **Tuberculose** – é uma doença causada por bactérias do género *Mycobacterium*. Em mamíferos marinhos, as principais micobactérias responsáveis por causarem doença tanto nos animais como em humanos são a *M. marinum* e *M. pinnipedii*. O *M. marinum* infeta cetáceos e causa infeções cutâneas disseminadas; o *M. pinnipedii* infeta pinípedes induzindo letargia, anorexia e perda de peso (Waltzek et al. 2012). Devido ao facto desta doença ser uma zoonose, o Zoomarine inclui o seu rastreio na bateria de testes a realizar durante a quarentena (Tryland 2018).

4.2.2.2. Aves

Nas aves, a quarentena dura 20 dias (UE) ou 45 dias (TPT). No Zoomarine, as aves são sujeitas a um exame físico completo, hemograma e perfil bioquímico completo, análise fecal (parasitológica), pesquisa bacterina de *Salmonella* spp. e exames virológicos para gripe aviária e doença de Newcastle. No caso de psitacíformes e columbíformes, a estes procedimentos acresce um exame serológico para pesquisa de ornitose/psitacose (*Chlamydophila psittaci*), PBFD (circovírus tipo I e II) e Doença de Pacheco (herpesvírus).

À semelhança dos mamíferos marinhos, também para as aves o Zoomarine inclui uma doença adicional no conjunto de exames a realizar em quarentena:

- **Budgerigar Fledgling Disease (BFD)** – a BFD é causada por um polyomavírus muito estável no meio ambiente e dissemina-se por excreção persistente nas fezes, na descamação da pele, nas penas, transmissão vertical em aves com infeção latente, e através de fomites. Os sinais clínicos dependem da espécie, podem ser agudos ou crónicos e não há tratamento. A infeção por polyomavirus é o diagnóstico diferencial mais importante para *Psittacine Beak and Feather Disease* (PBFD), especialmente nos casos em que se observa deformações de penas ou ocorrem mortalidades elevadas nas coleções de aves (Lierz 2005). Por estes motivos e por aconselhamento de médicos veterinários consultores internacionais do parque, a *Budgerigar Fledgling Disease* foi incluída nos testes a realizar em quarentena.

4.2.2.3. Répteis

A quarentena de répteis tem a duração de 30 dias (UE) ou 90 dias (TPT). São realizados um exame físico completo, hemograma e um perfil bioquímico completo, análise fecal (parasitológica) e exame bacteriológico para *Salmonella spp.* e protozoários.

4.2.2.4. Peixes e invertebrados marinhos

A quarentena de peixes e dos invertebrados marinhos prolonga-se por um período que varia entre 15 dias (UE) e 60 dias (TPT).

Por questões logísticas, no Zoomarine, a quarentena de peixes e invertebrados marinhos é realizada numa instalação específica, denominada de “*Quarentena Interna*”, no interior da zona de aquários do parque.

À chegada, os animais são submetidos a um exame físico completo individual ou de grupo e são posteriormente colocados em tanques específicos de quarentena, onde é feita a ambientação ao aquário através da mistura gradual das águas do aquário de origem e do aquário de destino.

Na fase final de quarentena, é acrescentada uma solução de formaldeído 36% à água, na dose 0,23ml/L (Carpenter 2018), com a finalidade de eliminar agentes patogénicos e parasitas, evitando a contaminação dos restantes animais da coleção onde estes serão posteriormente inseridos.

4.2.2.5. Instalações de quarentena no Zoomarine

A área de quarentena está localizada dentro do perímetro das instalações do Zoomarine, e está fisicamente separada das restantes áreas do parque por barreiras físicas. Tem áreas de suporte próprias, nomeadamente, uma área de preparação de alimentos (cozinha), enfermaria, casa de banho com duche e vestiário, e instalações para diferentes espécies animais, separadas entre si: aves tropicais; aves de rapina; golfinhos; pinípedes; conforme demonstrado nas Figuras 9 a 15.



Figura 9 - Vista aérea do Zoomarine (delimitado a amarelo) com as diversas áreas animais assinaladas (cortesia Zoomarine; ilustrações originais)



Figura 10 - Vista aérea da quarentena do Zoomarine com as várias áreas assinaladas (cortesia Zoomarine; ilustrações originais)



Figura 11 - Portão de entrada das instalações de quarentena do Zoomarine (fotografias originais)



Figura 12 - Instalações de quarentena destinadas a pinípedes (fotografias originais)



Figura 13 - Instalações de quarentena destinadas a utilização mista: aves aquáticas ou répteis, à data ocupada por uma ave em treino, sob autorização da DGAV (esquerda); e a golfinhos (direita) (fotografias originais)



Figura 14 - Instalações de quarentena destinadas a aves de rapina e aves tropicais (fotografias originais)



Figura 15 - Áreas de apoio da quarentena (fotografias originais)





4.2.2.6. Biossegurança em quarentena

A gestão da quarentena é da responsabilidade da equipa médico veterinária que comunica a todas as chefias dos diferentes setores do Zoomarine que há animais em quarentena, e por isso só podem aceder às instalações os colaboradores autorizados: equipa veterinária; colaboradores responsáveis pela recolha, análise e tratamento de água; treinadores do grupo de animais em quarentena. Assim, a quarentena é uma zona livre quando desocupada e uma área restrita quando em funcionamento. Os colaboradores autorizados têm formação dos riscos associados para a sua saúde e para a saúde dos restantes animais da coleção do parque, não podendo contactar com outros animais enquanto trabalharem na quarentena.

É obrigatório o uso de vestuário exclusivo que inclui equipamentos de proteção individual. Todos os equipamentos e materiais, como galochas e tabuleiros, também são exclusivos desta área e são desinfetados diariamente. Terminado o período de quarentena, os equipamentos usados são descartados ou desinfetados com produtos específicos, de acordo com as indicações do fornecedor.

Cada entrada dos edifícios está provida de portas de sistema duplo e um pedilúvio. A seleção do desinfetante obedece a rotações ao longo do ano para mitigar o desenvolvimento de resistências, conforme a tabela 21.

Tabela 21 - Rotação anual dos desinfetantes utilizados nos pedilúvios nas instalações de quarentena

Janeiro a Março	Abril a Junho	Junho a Setembro	Outubro a Dezembro
			
Diluir 5 ml em 1 l de água	Diluir 5 ml em 1 l de água	1 pastilha por pedilúvio (2,5 a 5 l)	Diluir 5 ml em 1 l de água

A entrada de novos animais nas instalações de quarentena só é possível após um período de vazio sanitário de pelo menos 7 dias subsequente à saída dos animais, limpeza e desinfecção de todas as áreas.

Os resíduos produzidos durante a quarentena são recolhidos regularmente e armazenados em contentores próprios. O Zoomarine contratualiza com uma empresa externa, a Ambimed (Grupo Stericycle Portugal) que efetua a recolha mensal de todos os grupos de resíduos hospitalares (I, II, III, IV), provenientes não só das instalações de quarentena, mas também do hospital veterinário.

Relativamente ao controlo de pragas, o Zoomarine contratualiza com outra empresa externa, a Harmat, que é responsável pelo controlo de pragas através da implementação de um programa de gestão que estabelece os tratamentos e monitoriza a sua eficácia.

5. Resultados

Com base na revisão bibliográfica realizada, nos procedimentos descritos que já são realizados no parque, na opinião do meu orientador e do meu coorientador peritos nesta área, elaborei o seguinte Protocolo de Quarentena Multiespécie para o Zoomarine.



Protocolo de Quarentena Multiespécie



É proibida a entrada na quarentena a pessoas externas ao serviço sem autorização do responsável da equipa veterinária ou da chefia do setor. Todas as entradas e saídas da quarentena têm registo obrigatório.

É obrigatório o cumprimento escrupuloso de todas as regras e recomendações abaixo indicadas.

1. Higiene e segurança dos trabalhadores

- À entrada de cada zona da quarentena deve existir um pedilúvio, cujo uso é obrigatório e cuja solução desinfetante deve ser renovada diariamente ou sempre que visivelmente conspurcada;
- É obrigatória a troca de roupa antes de iniciar o trabalho na quarentena, e à saída tomar banho completo antes de trocar de roupa;
- A roupa “de fora” deve ser colocada nos cacifos de modo a que não contacte com a roupa destinada ao uso nas instalações de quarentena;
- Todos os objetos pessoais (telemóvel, cartão de identificação, entre outros), assim como o calçado externo devem ser colocados dentro do cacifo;
- É obrigatório o uso de fardamento exclusivo da zona de quarentena;
- É obrigatório o uso dos equipamentos de proteção individual;
- À saída da quarentena, desinfetar as mãos com solução própria e o calçado nos pedilúvios.

2. Higiene e segurança dos espaços

Na Tabela 22 são codificadas as diversas áreas das instalações de quarentena e descrevem-se os procedimentos relativos ao vestuário e uso de EPI.

Tabela 22 - Recomendações de vestuário e EPI nas instalações de quarentena

Cor	Classificação	Áreas	Proteção
VERDE	Área limpa	Casa de banho e cozinha	<ul style="list-style-type: none">• Farda exclusiva para uso em quarentena, ou• Touca e bata descartáveis.• Botas de borracha exclusivas da quarentena.
AMARELO	Área mista	Exterior e zona de enfermaria	<ul style="list-style-type: none">• Farda exclusiva para uso em quarentena.• Botas de borrachas exclusivas da quarentena.• Luvas para a manipulação de utensílios médicos ou medicação.• Proteção adequada para evitar salpicos.
VERMELHO	Quarentena	Áreas com animais em quarentena	<ul style="list-style-type: none">• Farda exclusiva para uso em quarentena.• Touca e bata descartáveis.• Luvas para a manipulação dos animais.• Proteção para evitar salpicos.• Botas de borracha exclusivas da quarentena.
PRETO	Isolamento	Áreas com animais em isolamento	<ul style="list-style-type: none">• Fato de macaco, touca, luvas e máscara descartáveis.• Proteção para evitar salpicos• Botas de borracha exclusivas da quarentena.

- As portas das diversas áreas só devem ser abertas quando estritamente necessário.
- Deve estar disponível um contentor para os resíduos em todas as áreas.
- Em cada contentor destinado aos resíduos devem ser sempre colocados dois sacos sobrepostos.
- Os resíduos gerados devem ser recolhidos ao final de cada dia.
- Devem existir, por área, todos os utensílios necessários de modo a evitar contaminações cruzadas. Caso tal não seja possível, desinfetar os materiais comuns às várias áreas entre cada utilização.
- Após a conclusão de todas as tarefas, desinfetar todas as superfícies que estiveram em contato direto ou indireto com os animais.
- Evitar a saída de material da zona de quarentena. Caso seja necessária a saída de material para outras áreas do parque, estes devem ser previamente desinfetados.

3. Higiene e segurança dos animais

- Aquando da manipulação dos animais, seja qual for a operação a realizar, a segurança das pessoas envolvidas é prioritária.
- O responsável por um grupo de animais não deve manipular os restantes grupos de animais.
- Caso existam animais em quarentena que não se apresentem em boas condições de saúde, estes devem ser os últimos a serem manipulados.
- É obrigatório a troca de luvas entre cada procedimento.
- Devem estar disponíveis para cada animal, os utensílios necessários ao seu manuseamento, de modo a evitar cadeias de transmissão de agentes infecciosos e parasitários por fomites.

4. Protocolo de procedimentos médicos

À chegada ao parque e à quarentena, todos os animais devem ser submetidos a um exame físico completo, adaptado a cada espécie. Todos os procedimentos realizados aos animais devem ficar registados no “Diário de Quarentena”. As amostras biológicas colhidas devem ser catalogadas e armazenadas em locais adequados.

Em caso de morte de um animal durante o período de quarentena, é obrigatória a realização de uma necrópsia, com colheita de amostras biológicas para análise histopatológica.



É obrigatório informar a autoridade veterinária competente, regional e nacional, dos procedimentos de quarentena, tais como início, espécies, origem, testes realizados e os seus resultados, e final do período de quarentena.

Na Tabela 23 especificam-se as durações do período de quarentena e exames complementares de diagnóstico a providenciar para cada grupo de animais (sombreado a verde para o Laboratório Nacional de Referência (INIAV) e a cor de laranja para o laboratório privado contratualizado (DNAtech).

Tabela 23 - Duração dos períodos de quarentena e exames complementares de diagnóstico para cada grupo de animais

Grupo de animais	Duração da quarentena	Exames complementares de diagnóstico
Golfinhos	15 dias (UE) 30 dias (TPT)	<p>Informações a obter na Origem:</p> <ul style="list-style-type: none"> Identificação; Desparasitação; Informação sobre <i>Erysipelothrix rhusiopathiae</i>; Teste serológico para rastreio de tuberculose. <p>Em Quarentena:</p> <ul style="list-style-type: none"> Hemograma; Perfil bioquímico completo; Pesquisa de endoparasitas (a fresco e flutuação); Citologia de espiráculo (caso o animal esteja treinado para este comportamento); Citologia de suco gástrico (caso o animal esteja treinado para este comportamento); Urianálise; Teste serológico ou pesquisa bacteriana para: <ul style="list-style-type: none"> - Salmonella spp – amostra individual de fezes; - Morbilivírus – sangue EDTA; - Herpesvírus – zaragatoa oral, prepucial/vulvar; - Brucelose – sangue.
Pinípedes	15 dias (UE) 30 dias (TPT)	<p>Informações a obter na Origem:</p> <ul style="list-style-type: none"> Identificação; Desparasitação; Teste serológico para despiste de tuberculose. <p>Em Quarentena:</p> <ul style="list-style-type: none"> Hemograma; Perfil bioquímico completo; Pesquisa de endoparasitas (a fresco e flutuação); Teste rápido para despiste de dirofilariose; Radiografia de tórax; Teste serológico ou pesquisa bacteriana para: <ul style="list-style-type: none"> - Salmonella spp – amostra individual de fezes; - Morbilivírus – sangue EDTA; - Leptospira – sangue EDTA + urina; - Herpesvírus – zaragatoa oral, prepucial/vulvar; - Influenza – sangue ou fezes; - Parvovírus – fezes; - Calicivírus – zaragatoa oral; - Brucelose – sangue.

Aves	20 dias (UE) 45 dias (TPT)	<p>Informações a obter na Origem:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Identificação; • Desparasitação. <p>Em Quarentena:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hemograma; • Perfil bioquímico completo; • Pesquisa de endoparasitas (a fresco e flutuação) e coloração de Gram para amostras fecais; • Testes serológicos ou pesquisa bacteriana para: <ul style="list-style-type: none"> - Salmonella spp – amostra individual de fezes; - Gripe Aviária – 1 amostra individual de fezes ou pool de fezes de 5 aves, se em grupo; - Doença de Newcastle – amostra individual de fezes; - Psitacose/Ornitose – PCR-sangue EDTA + zaragatoa seca de cloaca; Anticorpos-sangue EDTA; - PBFD – sangue EDTA; - Doença de Pacheco – sangue EDTA; - BFD – PCR sangue EDTA.
Répteis	30 dias (UE) 90 dias (TPT)	<p>Informações a obter na Origem:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Identificação; • Desparasitação; • Estatuto sanitário sobre micoplasma e herpesvírus (no caso dos crocodilos). <p>Em Quarentena:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hemograma; • Perfil bioquímico completo; • Pesquisa de endoparasitas (a fresco e flutuação); • Pesquisa de protozoários; • Exame bacteriológico para pesquisa de Salmonella spp.
Peixes e invertebrados marinhos	15 dias (UE) 30 dias ou 60 dias para peixes sensíveis (TPT)	<p>Informações a obter na Origem:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Estatuto sanitário sobre as doenças mencionadas na tabela 16. <p>Em Quarentena:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Ambientação ao novo aquário através da mistura gradual das águas de origem e final; • Adição de solução de formaldeído 36% na dose 0,23 mL/L na fase final de quarentena

5. Protocolo de limpeza e desinfecção geral

Na Tabela 24 detalham-se as recomendações de higiene e desinfecção das várias áreas das instalações da quarentena. É obrigatório o uso de EPI em todos estes procedimentos.





Tabela 24 - Recomendações de higiene e desinfecção das várias áreas da quarentena

Área	Limpeza	Desinfecção
Cozinha	<ul style="list-style-type: none"> • Chão – diariamente com lixívia diluída; • Bancadas – Diariamente ou após cada utilização com detergente. 	<ul style="list-style-type: none"> • Total – mensalmente com lixívia diluída; • Bancadas – no fim do dia com Eurosept (ou equivalente).
Casa de Banho	Limpeza semanal com detergente.	Quinzenal com lixívia diluída.
Espaço exterior	Quando visivelmente sujo.	<ul style="list-style-type: none"> • Chão – mensalmente com cloro aspergido por mangueira.
Maçanetas	Diariamente com lixívia diluída.	Semanalmente com Eurosept (ou equivalente).
Instalações dos animais	Semanalmente com F10SCXD diluído de acordo com as instruções do fornecedor.	<p>Sempre que a quarentena termina e o animal é retirado para o habitat permanente:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Chão - lixívia diluída; • Superfícies, paredes e portas – Virkon segundo as indicações do fornecedor.

6. Protocolo de rotação dos agentes usados nos pedilúvios

Na tabela 25 enunciam-se a periodicidade e os desinfetantes que devem ser usados nos pedilúvios num protocolo rotacional trimestral.


Tabela 25 - Protocolo rotacional trimestral de desinfetantes nos pedilúvios

Janeiro a Março	Abril a Junho	Junho a Setembro	Outubro a Dezembro
			
Diluir 5 ml em 1 l de água	Diluir 5 ml em 1 l de água	1 pastilha por pedilúvio (2,5 a 5 l)	Diluir 5 ml em 1 l de água

7. Medidas de biossegurança dos trabalhadores das equipas de sanidade (manutenção das águas)

Na Tabela 26 descrevem-se as medidas de biossegurança a cumprir pelos trabalhadores das equipas de manutenção das águas.

Tabela 26 - Medidas de biossegurança a cumprir pelos trabalhadores das equipas de manutenção das águas

Função	Medidas de biossegurança
Lavagem das piscinas	1 – Passar as botas de borracha no pedilúvio; 2 – No final do trabalho tomar banho completo e mudar de roupa integralmente, incluindo sapatos (a roupa utilizada em quarentena deve ser lavada antes de voltar a ser utilizada).
Recolha de amostras, limpeza de pré-filtros ou purga do sistema (medidas que não impliquem um contacto direto)	1 – Passar as botas de borracha no pedilúvio; 2 – Vestir bata de proteção, touca e calçar 2 pares de luvas; 3 – No final da colheita, descartar o primeiro par de luvas, secar o frasco e borrifar com Eurosept (ou equivalente).
	O material utilizado na manutenção das piscinas da quarentena deverá ser de utilização exclusiva dessa área. Uma vez finalizado o período de quarentena, esse material deverá ser lavado e desinfetado antes de ser usado noutra local do parque.

8. Protocolo de Lavandaria

- É obrigatório o uso de luvas em todos os procedimentos de lavandaria de roupas com risco biológico.
- Lavar em separado as toalhas de banho, fardas e toalhas dos animais ou outras toalhas contaminadas, preferencialmente nesta ordem.
- No que diz respeito às toalhas a uso nos animais:
 - É obrigatório o uso de equipamentos de proteção individual na sua manipulação;
 - Antes de proceder à lavagem, a roupa deve ser imersa em detergente, de modo a retirar a sujidade;
 - Lavar sempre as toalhas a uso nos animais em último lugar e separadamente;
 - As toalhas a uso nos animais devem ser guardadas, em separado, até fim do período de quarentena.

6. Discussão dos resultados

A movimentação de animais entre instituições é, no fundo, um dos pilares da missão de instituições zoológicas, sendo que é essencial para a manutenção da diversidade genética das espécies e conservação de espécies em vias de extinção (Tribe and Booth 2003). A quarentena, enquanto medida preventiva proactiva, é fundamental para proteger a saúde das populações animais residentes nestas coleções zoológicas e para salvaguardar a saúde dos trabalhadores e dos visitantes dos parques.

A gestão dos riscos da movimentação dos animais entre instituições é crucial, mesmo quando o risco seja muito baixo devido ao rigor do controlo do ambiente em que estes animais vivem, da certificação do seu estatuto sanitário, e da qualidade da dieta, manejo, monitorização clínica e das medidas preventivas quer a nível individual quer de grupo (DEFRA 2012). A eficiência dessa gestão do risco reflete-se também nos indicadores de bem-estar animal e reduz custos de gestão das instituições zoológicas. A manutenção de uma incidência nula ou residual de doenças parasitárias e infecciosas, depende do desenho e da implementação de bons programas de medicina preventiva, instalações adequadas e práticas de quarentena assertivas (Miller 2016), entre outros parâmetros já discutidos, que mitigam a transmissão de perigos biológicos entre animais, trabalhadores e visitantes. Quando estes procedimentos estão rotinados em níveis de excelência é possível reduzir ao mínimo a duração dos períodos de quarentena e acelerar o bem-estar dos animais pois estas instalações não têm as características do habitat final onde os animais serão colocados e induzem sempre algum stress, devidos por exemplo a isolamento e a um escasso enriquecimento ambiental (Guthrie 2019).

Nos seus 28 anos de atividade, o Zoomarine tem feito múltiplos investimentos nas infraestruturas, de modo a adequar as instalações aos padrões de saúde e de bem-estar animal. As instalações de quarentena são um exemplo dessa visão e prioridade, com áreas diversificadas para cada grupo de animais de grupos taxonómicos distintos como destacado pela AZA (2007b). As entradas e saídas desta área são efetuadas por dois acessos diferentes e ambos se encontram distanciados das restantes áreas zoológicas e de público do parque, o que permite controlar a disseminação de doenças de forma eficaz, pois não há contacto direto entre os animais da coleção residente, o público e animais em quarentena (Woodford 2000). Todas as entradas nas áreas animais de quarentena têm um sistema duplo de portas, o que resolve outro ponto crítico, não só do ponto de vista da biossegurança, mas também da segurança dos animais e dos trabalhadores.

O protocolo da quarentena do Zoomarine está bem estruturado, organizado e, cumpre as boas práticas de biossegurança referidas nesta dissertação. Além disso, destaco duas opções estratégicas que reforçam a robustez do protocolo de quarentena do Zoomarine:

1. O período de quarentena praticado é por vezes superior ao regulamentado pela lei portuguesa (DGV 2009), o que demonstra que existe um rigor e uma preocupação acrescida, aconselhada por peritos. O que determina um período de quarentena mais prolongado é a contabilização do período pré-patente ("período compreendido desde a infestação do animal até à eliminação das formas detetáveis dos parasitas") ao período de incubação ("período compreendido desde a infeção dos animais por quaisquer agentes patogénicos até à manifestação dos primeiros sinais clínicos de doença").

2. O aumento das doenças que são alvo de programas de rastreio. De facto, no Zoomarine, para além das doenças que constam na regulamentação de quarentenas obrigatórias (DGV 2009), são ainda investigadas: (i) a tuberculose nos mamíferos marinhos; (ii) o mal rubro nos golfinhos; (iii) a *Budgerigar Fledgling Disease* nas aves. A justificação epidemiológica destas medidas foi fundamentada no capítulo dos materiais e métodos desta dissertação.

Porém, há aspetos que podem ser melhorados, e a sua identificação e apresentação de propostas de solução, foram o repto que o meu orientador, Dr. Nuno Urbani do Zoomarine, me lançou e que desencadeou esta avaliação. No cumprimento deste objetivo enuncio um conjunto de catorze potenciais melhorias, de níveis de operacionalização e necessidades de investimento muito distintos que caberá aos gestores do Mundo Aquático – Parques Oceanográficos de Entretenimento Educativo S.A., - Zoomarine avaliarem da sua pertinência e necessidade:

1. Criação de um diário de quarentena onde devem constar o registo de entradas e saídas das instalações, os procedimentos realizados nos animais e as limpezas e desinfecções efetuadas. Delineei e apresento propostas de documentos específicos para o "Registo diário de quarentena" (Anexo 4) e para o "Registo de animais em quarentena" (Anexo 5);

2. Reforço das barreiras sanitárias nas entradas e saídas da área de quarentena. Além dos pedilúvios existentes, a instalação beneficiaria da incorporação de lavatórios de botas contínuos com escovas rotativas e lavagem de mãos, como ilustrado na Figura 16;



Figura 16 - Barreira sanitária com lavagem de botas com escovas rotativas e lavagem de mãos (disponível em <https://www.roser-group.com/pt/roser/produtos/higiene/control-de-acesso/sistema-de-higiene-modular-mhs-2.html>)

3. Criação de um código de cores informativo com o objetivo facilitar as operações de higienização e de desinfeção dos vários setores, uso de equipamentos de proteção individual e especificidades de desinfeção de diferentes áreas;

4. Criação de unidades de suporte (WC) para cada área de animal. Atualmente existe apenas uma casa de banho e um duche, insuficientes quando existem animais de diferentes grupos em simultâneo em quarentena. Condicionando, por exemplo, a atividade dos treinadores que não podem trabalhar em simultâneo por só haver uma unidade de duche;

5. Colocação de cacifos no balneário para facilitar o armazenamento da roupa e pertences individuais, de modo a impedir contactos entre as roupas usadas no exterior e na quarentena;

6. Disponibilizar uma máquina de lavar roupa para lavar a roupa e toalhas utilizadas nos animais em quarentena, evitando que sejam transportadas para outras áreas do parque, potencialmente contaminadas, a fim de serem lavadas;

7. Disponibilizar um autoclave, de modo a evitar que os utensílios utilizados na quarentena não sejam transportados para o hospital veterinário para serem esterilizados, evitando contaminações cruzadas.

8. Por motivos logísticos, a quarentena de peixes e invertebrados marinhos é realizada nos bastidores das instalações da zona de aquários do parque. A quarentena de peixes não apresenta tantos riscos quanto a dos mamíferos, aves ou répteis, uma vez que o habitat destes animais tem dimensões mais reduzidas, o seu ambiente é muito controlado e as doenças mais frequentes, não apresentam elevado risco de contágio multiespécie como as dos restantes animais. No entanto, seria importante a construção de uma área mais isolada e estruturalmente melhor definida, anexa à zona de aquários onde a quarentena de peixes e de invertebrados marinhos fosse realizada.

9. Seria benéfico na quarentena dos peixes e dos invertebrados marinhos melhorar os sistemas de transferência da água para a ambientação dos animais às novas condições que serão expostos.

10. Disponibilizar contentores para o armazenamento da água ou promover a eliminação especial dos afluentes quando terminado o período de quarentena porque esta água contém além de formol, possíveis microrganismos patogénicos (Arthur et al. 2008).

11. Incluir a brucelose, na lista das doenças infecciosas a testar durante a quarentena dos mamíferos marinhos, por ser uma zoonose grave, os sinais clínicos tenderem a ser discretos nestas espécies devido às formas crónicas e existir a transmissão vertical, relevante caso se considere a possibilidade de alguns animais virem a ser selecionados como reprodutores no futuro (Sidor 2013).

12. Melhorar o controlo de animais errantes no parque. Existe no Zoomarine uma população de gatos, que apesar de controlados pela equipa veterinária, sendo vacinados e desparasitados regularmente, não estão confinados a uma instalação específica. Esta mobilidade pode ser facilitadora da propagação de doenças infecciosas e parasitárias (Guthrie 2019), algumas zoonóticas como a toxoplasmose (Smith 2013). A invasão do parque por cães errantes é ocasional, mas possível. Os canídeos podem disseminar agentes etiológicos de doenças infecciosas como a leptospirose, a esgana, a parvovirose, às quais os mamíferos marinhos são suscetíveis.

13. Reforçar a formação dos trabalhadores da unidade de quarentena, nomeadamente dos treinadores dos animais, abordando os riscos associados ao trabalho numa unidade de quarentena, quer pessoais quer para os animais, as zoonoses ocupacionais, a importância do cumprimento escrupuloso das regras de biossegurança estabelecidas e da gestão dos resíduos.

14. Contratualizar programas preventivos de saúde dos trabalhadores da unidade de quarentena com médicos de saúde ocupacional ou infeciologistas (Association of Zoos and Aquariums 2007a).

6. Conclusões

A avaliação feita aos procedimentos de quarentena do Zoomarine é bastante positiva. Verificou-se cumprimento da legislação em vigor, e nalgumas situações, investimento e implementação de estratégias complementares, com o objetivo de promover a saúde e o bem-estar dos animais que integram a coleção zoológica e salvaguardar a Saúde Pública dos trabalhadores e dos visitantes do parque.

O objetivo desta dissertação foi concretizado, tendo sido delineado e estruturado um protocolo de quarentena interno multiespécie para o Zoomarine. Foram identificadas catorze situações que devem ser melhoradas e criados modelos de documentos específicos para o registo diário de quarentena e para o registo de animais em quarentena.

O presente trabalho reforça a importância do Médico Veterinário em parques oceanográficos de entretenimento educativo e a relevância da partilha permanente de informação baseada em ciência entre instituições zoológicas, peritos e médicos veterinários.

8. Referências bibliográficas

- Alderton D. 2019. Encyclopedia of Aquarium & Pond Fish. Third Edit. DK Penguin Random House.
- Anderson RC. 2001. Filarioid Nematodes. In: Samuel WM, Pybus MJ, Kocan AA, editors. Parasitic Diseases of Wild Mammals. Second edi. Iowa: Iowa State University Press. p. 342–356.
- Arthur JR, Bondad-Reantaso MG, Subasinghe RP. 2008. Procedures for the quarantine of live aquatic animals A manual. Rome.
- Association of Zoos and Aquariums. 2007a. 2007 Accreditation Standards and Related Policies.
- Association of Zoos and Aquariums. 2007b. 2007 Accreditation Standards and Related Policies. 2007 Accredited Stand Relat Policies.:16–22.
- Association of Zoos and Aquariums. 2020. The Accreditation Standards & Related Policies.
- B B. 2017. Study of Preventive Health Measures for Wildlife in Captivity: A Review of Management Approaches. Int J Avian Wildl Biol. 2(3):73–75. doi:10.15406/ijawb.2017.02.00020.
- Balasuriya UBR, Barratt-Boyes S, Beer M, Bird B, Brownlie J, Coffey LL, Cullen JM, Delhon GA, Donis RO, Gardner I, et al. 2017. Caliciviridae and Astroviridae. In: Fenner's Veterinary Virology. 5th editio. Elsevier Ltd. p. 497–510.
- Ballance LT. 2009. Cetacean Ecology. In: Perrin WF, Würsig B, Thewissen JGM, editors. Encyclopedia of Marine Mammals. 2nd ed. Burlington: Academic Press. p. 196–201.
- Bernardo F, Veloso MG. 2018. Os produtos da pesca na alimentação Ecossistemas e produtividade aquática. Lisboa.
- Berta A. 2009a. Pinniped Evolution. In: Perrin WF, Würsig B, Thewissen JGM, editors. Encyclopedia of Marine Mammals. Burlington: Academic Press. p. 861–868.
- Berta A. 2009b. Pinnipedia, Overview. In: Perrin WF, Würsig B, Thewissen JGM, editors. Encyclopedia of Marine Mammals. Burlington: Academic Press. p. 878–885.
- Boerman I, Jansen CHM, Suselbeek L. 2006. Quarantine protocols for fishes Research on the use and extensiveness of quarantine protocols among EUAC and EAZA members. Leeuwarden.
- Bonn WG Van. 2015. Pinnipedia. In: Miller RE, Fowler ME, editors. Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 8. First edit. Elsevier Ltd. p. 436–450.
- Bouvier NM, Palese P. 2008. The Biology of Influenza Viruses. Vaccine. 26(12 setembro):D49–D53.
- Bowen WD, Beck CA, Austin DA. 2009. Pinniped Ecology. In: Perrin WF, Würsig B, Thewissen JGM, editors. Encyclopedia of Marine Mammals. Burlington: Academic Press. p. 852–861.
- Bush LM, Perez MT. 2018. Brucelose. [accessed 2019 Dec 10]. <https://www.msmanuals.com/pt-pt/profissional/doencas-infecciosas/bacilos-gram->

negativos/brucelose.

Canessa S, Converse SJ, West M, Clemann N, Gillespie G, McFadden M, Silla AJ, Parris K, McCarthy MA. 2015. Planning for ex-situ conservation in the face of uncertainty. *Conserv Biol.* 30. doi:10.1111/cobi.12613.

Carpenter JW. 2018. *Exotic Animal Formulary*. Carpenter JW, Marion CJ, editors. Elsevier Ltd.

Carpenter N. 2013. Exotic Newcastle Disease. In: *Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Wildlife in North America*. Second edi. American Association of Zoo Veterinarians, Infectious Disease Committee.

Carpenter Nancy, Chinnadurai Sathya, Helmick Kelly, Meehan Thomas, Murray Michael, Smith Joe WJ. 2016. GUIDELINES FOR ZOO AND AQUARIUM VETERINARY MEDICAL PROGRAMS AND VETERINARY HOSPITALS.

Centers for Disease Control and Prevention. 2012. History of Quarantine. [accessed 2019 Jun 12]. <https://www.cdc.gov/quarantine/historyquarantine.html>.

Cooper JE, Lawton MP. 1992. Introduction. In: Beynon PH, editor. *BSAVA Manual of Reptiles*. British Small Animal Veterinary Association. p. 7–13.

Daniel O, Loran W. 2009. Marine Parks and Zoos. In: Perrin WF, Würsig B, Thewissen JGM, editors. *Encyclopedia of Marine Mammals*. 2nd ed. Burlington: Academic Press. p. 692–696.

Departamento Recursos Humanos - Mundo Aquático SA (Zoomarine). 2018. Manual de acolhimento e integração. 1a edição. Albufeira: Mundo Aquático, S.A.

Department of the Environment and Rural Affairs. 2012. Secretary of State 's Standards of Modern Zoo Practice. Secr State's Stand Mod Zoo Pract.

Direção-Geral de Veterinária. 2009. Manual de Protocolos de Índole Sanitária Parques Zoológicos.

Duignan P, Bressemer M-F, Cortés-Hinojosa G, Kennedy-Stoskopf S. 2018. Viruses. In: Gulland F, Dierauf L, Whitman K, editors. *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*, Third Edition. Third edit. CRC Press Taylor & Francis Group. p. 331–365.

Duignan P, Van Bressemer M-F, Baker J, Barbieri M, Colegrove K, De Guise S, de Swart R, Di Guardo G, Dobson A, Duprex W, et al. 2014. Phocine Distemper Virus: Current Knowledge and Future Directions. *Viruses*. 6(12):5093–5134. doi:10.3390/v6125093.

Dunn JL, Buck JD, Robeck TR. 2001. Bacterial Diseases of Cetaceans and Pinnipeds. In: Dierauf LA, Gulland FMD, editors. *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*, Second Edition. Second edi. CRC Press Taylor & Francis Group. p. 309–335.

EAAM. 2019. Standards and Guidelines for the management of aquatic mammals under human care.

Erlacher-Reid C. 2019. Techniques for Addressing Parasites in Saltwater Aquariums. In: Miller RE, Lamberski N, Calle P, editors. *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Current Therapy*, Volume 9. Elsevier Ltd. p. 323–333.

European Commission. 2015. EU Zoos Directive.

Fleming GJ, Fontenot DK. 2015. Crocodilians (Crocodiles, Alligators, Caiman, Gharial). In:

Miller RE, Fowler ME, editors. *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine*, Volume 8. First edit. Elsevier Ltd.

Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2008. *Biosecurity for Highly Pathogenic Avian Influenza*. Rome.

Forshaw JM. 2010. *Parrots of the World*. Princeton University Press.

Gage LJ. 2013. Phocine Distemper Virus. In: *Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Wildlife in North America*. Second edi. American Association of Zoo Veterinarians, Infectious Disease Committee.

Gamble KC. 2013. Leptospirosis. In: *Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Wildlife in North America*. Second edi. American Association of Zoo Veterinarians, Infectious Disease Committee.

Gandolf R. 2013. Avian Influenza. In: *Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Wildlife in North America*. Second edi. American Association of Zoo Veterinarians, Infectious Disease Committee.

Guthrie A. 2019. Zoo Preventive Health Care. In: *FAUNA VIII Internacional Conference*.

Hadfield C. 2011. Quarantine of Fish and Aquatic Invertebrates in Public Display Aquaria. In: Miller RE, Fowler M, editors. *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Current Therapy*, Volume 7. First edit. Elsevier Ltd. p. 202–209.

Harcourt-Brown N, Chitty J. 2005. *BSAVA Manual of Psittacine Birds*. Second Edi. Harcourt-Brown N, Chitty J, editors. British Small Animal Veterinary Association.

Harrison TM. 2013. Parvovirus. In: *Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Wildlife in North America*. American Association of Zoo Veterinarians, Infectious Disease Committee.

Hartley M, Sainsbury A. 2017. Methods of Disease Risk Analysis in Wildlife Translocations for Conservation Purposes. *Ecohealth*.:16–29. doi:10.1007/s10393-016-1134-8.

Heatley JJ, Cornejo J. 2015. Psittaciformes. In: *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine*, Volume 8. volume 8. Elsevier Ltd. p. 192–206.

Jardim zoológico de Lisboa. Conservação e Investigação. [accessed 2019 Jun 7]. <https://www.zoo.pt/pt/conservar/conservacao-e-investigacao/>.

Justice-Allen A. 2013. Mycoplasmosis (*Mycoplasma ovipneumoniae*, *M. gallisepticum*, *M. agassizi*, and others). In: *Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Wildlife in North America*. Second edi. American Association of Zoo Veterinarians, Infectious Disease Committee\.

Ketz-Riley CJ. 2013. Salmonellosis. In: *Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Wildlife in North America*. Second edi. American Association of Zoo Veterinarians, Infectious Disease Committee.

Keulartz J. 2015. Captivity for Conservation? Zoos at a Crossroads. *J Agric Environ Ethics*. 28:335–351. doi:<https://doi.org/10.1007/s10806-015-9537-z>.

Lierz M. 2005. Systemic infectious disease. In: Harcourt-Brown N, Chitty J, editors. *BSAVA Manual of Psittacine Birds*. Second edi. British Small Animal Veterinary Association. p. 155–

Lovette IJ. 2016. Avian Diversity and Classification. In: Lovette IJ, Fitzpatrick JW, editors. The Cornell Lab of Ornithology's Handbook of Bird Biology. Wiley. p. 7–61.

Marcelino I da SSN. 2015. Estudo sobre Parasitoses Cardiopulmonares e Gastrointestinais em Pinípedes num Contexto Zoológico. Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa.

Marschang RE. 2019. Emerging Reptile Viruses. In: Miller RE, Lamberski N, Calle P, editors. Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Current Therapy, Volume 9. Elsevier Ltd. p. 267–273.

Marschang RE, Chitty J. 2004. Infectious diseases. In: Girling SJ, Raiti P, editors. BSAVA Manual of Reptiles. Second edi. British Small Animal Veterinary Association. p. 330–343.

Martin V, Forman A, Lubroth J. 2009. Preparing for Highly Pathogenic Avian Influenza. Rome.

MILLER RE. 2016. Quarantine protocols and preventive medicine procedures for reptiles, birds and mammals in zoos. Rev Sci Tech l'OIE. 15(1):183–189. doi:10.20506/rst.15.1.924.

Moeller R. 2001. Diseases of Marine Mammals. Tulare.

Munson L, Cook RA. 1993. Monitoring, Investigation, and Surveillance of Diseases in Captive Wildlife. J Zoo Wildl Med. 24(3):281–290.

Negrão Antunes AF. 2016. Pesquisa de helmintes gastrointestinais em quatro espécies de aves de rapina na zona centro de Portugal: Buteo buteo, Falco tinnunculus, Tyto alba e Athene noctua. Faculdade de Medicina Veterinária - Universidade de Lisboa.

Newcomb EC, Moorhead A. 2013. Dirofilaria immitis. In: Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Wildlife in North America. Second edi. American Association of Zoo Veterinarians, Infectious Disease Committee.

Office International des Épidémiologies. 2018. Manual 4 Animal movement management and quarantine. Anim Mov Manag Quar. Manual 4.

Okeson DM. 2013. Avian Chlamydiosis/Chlamydophilosis. In: Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Wildlife in North America. Second edi. American Association of Zoo Veterinarians, Infectious Disease Committee.

Rayment-Dyble LJ. 2004. Introduction: reptiles as pets. In: Girling SJ, Raiti P, editors. BSAVA Manual of Reptiles. Second Edi. British Small Animal Veterinary Association. p. 1–5.

Ritchie BW. 2013. Psittacine Beak and Feather Disease. In: Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Wildlife in North America. Second edi. American Association of Zoo Veterinarians, Infectious Disease Committee.

Rivera S. 2013. Herpesvirus Hominis Types 1 and 2. In: Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Wildlife in North America. American Association of Zoo Veterinarians, Infectious Disease Committee.

Roberts RM. 2004. Animal care and management at the national zoo: interim report.

Scaglione FE, Biolatti C, Pregel P, Berio E, Cannizzo FT, Biolatti B, Bollo E. 2019. A survey on zoo mortality over a 12-year period in Italy. doi:10.7717/peerj.6198.

Schwartz karin R, Parsons ECM, RockWood L, Wood TC. 2017. Integrating In-Situ and Ex-Situ Data Management Processes for Biodiversity Conservation. doi:<https://doi.org/10.3389/fevo.2017.00120>.

Shilton CM, Jerrett I V., Davis S, Walsh S, Benedict S, Isberg SR, Webb GJW, Manolis C, Hyndman TH, Phalen D, et al. 2016. Diagnostic investigation of new disease syndromes in farmed Australian saltwater crocodiles (*Crocodylus porosus*) reveals associations with herpesviral infection.

Sidor I. 2013. Marine Mammal Brucella. In: Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Wildlife in North America. American Association of Zoo Veterinarians, Infectious Disease Committee.

Singleton C. 2013. Vesicular Exanthema of Swine/San Miguel Sea Lion Virus. In: Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Wildlife in North America. American Association of Zoo Veterinarians, Infectious Disease Committee.

Smith JA. 2013. Toxoplasmosis. In: Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Wildlife in North America. American Association of Zoo Veterinarians, Infectious Disease Committee.

Stegeman N. 2013. Psittacid Herpesvirus 1/Pacheco's Disease. In: Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Wildlife in North America. Second edi. American Association of Zoo Veterinarians, Infectious Disease Committee.

Tribe A, Booth R. 2003. Assessing the Role of Zoos in Wildlife Conservation. *Hum Dimens Wildl.* 8(1):65–74. doi:10.1080/10871200390180163.

Tryland M. 2018. Zoonoses and Public Health. In: Gulland F, Dierauf LA, Whitman KL, editors. *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine, Third Edition.* 3rd ed. CRC Press Taylor & Francis Group. p. 47–63.

Tryland M, Larsen AK, Nymo IH. 2018. Bacterial Infections and Diseases. In: Gulland F, Dierauf LA, Whtiman KL, editors. *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine, Third Edition.* Third edit. CRC Press Taylor & Francis Group. p. 367–388.

Waltzek TB, Cortés-Hinojosa G, Wellehan Jr. JFX, Gray GC. 2012. Marine Mammal Zoonoses: A Review of Disease Manifestations. *Zoonoses Public Health.* 59(8):521–535. doi:10.1111/j.1863-2378.2012.01492.x.

Wellehan J, Hinojosa-Cortes G. 2019. Marine Mammal Viruses. In: *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Current Therapy, Volume 9.* First edit. Elsevier Ltd. p. 597–602.

Woodford MH. 2000. QUARANTINE AND HEALTH SCREENING PROTOCOLS FOR WILDLIFE PRIOR TO TRANSLOCATION AND RELEASE INTO THE WILD Compiled and Edited by Michael H. Woodford, Dr. vet. med., FRCVS. IUCN Species Surviv Commision's Vet Spec Gr.

Anexos

Anexo 1 – Ficha de notificação obrigatória do transporte de animais vivos à DGAV

AVISO PRÉVIO COM A ANTECEDÊNCIA MÍNIMA DE 24 HORAS DA CHEGADA DOS ANIMAIS VIVOS E PRODUTOS DE ORIGEM ANIMAL COM ORIGEM INTRACOMUNITÁRIA (1)

(PORTARIAS Nºs 575/93 E 576/93)

NOME:

ENDEREÇO:

Nº DE REGISTO PRÉVIO DE OPERADOR/RECETOR:

ANO _____

MÊS _____

	DATA PREVISTA PARA A RECEÇÃO	MEIO DE TRANSPORTE IDENTIFICAÇÃO (MATRICULA)	IDENTIFICAÇÃO DOS ANIMAIS / PRODUTOS (NATUREZA E FINS)	NÚMERO DE ANIMAIS / QUANTIDADE DE PRODUTOS / DOSES	ORIGEM DOS ANIMAIS / PRODUTOS		DESTINATÁRIO (NOME E ENDEREÇO)
					PAÍS	NOME E ENDEREÇO DO EXPEDIDOR	
1							
2							
3							
4							
5							
6							

ASSINATURA: _____

Anexo 2 – Exemplo de boletim de análise da qualidade do pescado



Departamento de Produção Animal e Segurança Alimentar
Laboratório de Tecnologia dos Produtos de Origem Animal

Boletim de Análise

Número de entrada: 0235/2019

Data de entrada: 26/02/2019

Requisitante: Zoomarine

Tipo de Amostra: Capelim

Código da Amostra: 180 22520580

ANÁLISE QUÍMICA:

Parâmetro		Resultado
Humidade - NP 2282 (2009)	(%)	74,2
Matéria Gorda - NP 1972 (2009)	(%)	9,9
Proteína - NP 4488 (2009)	(%)	13,18
Cinza Total - NP 2032 (2009)	(%)	1,79
Glúcidos	(%)	0,9
Valor calórico	(kcal/100g)	145,5
	(kJ/100g)	608,4
ABVT - NP 2930 (2009)	(mg NH ₃ /100g)	8,7
TBA - NP 3356 (2009)	(mg Aldeído Malónico/kg)	5,1
Índice de Peróxidos - NP 3142-2 (2009)	(meq O ₂ /kg de gordura)	8

Data de emissão: 12/03/2019

António Salvador Ferreira Henriques Barreto

(Professor Catedrático)

Anexo 3 – Registo diário de quarentena no Zoomarine

REGISTO DIÁRIO DE QUARENTENA						
Data	Hora de entrada	Hora de saída	Área animal intervencionada	Procedimentos realizados	Desinfeção do material utilizado	Assinatura

Anexo 4 – Registo de animais em quarentena no Zoomarine

REGISTO DE GOLFINHOS EM QUARENTENA		
Espécie		
Idade/Sexo		
Data de entrada/data de saída		
País e local de origem		
Meio de transporte		
Hemograma		
Perfil bioquímico		
Pesquisa parasitária		

Citologia de espiráculo	
Citologia de suco gástrico	
Despiste de doenças (P – positivo; N – negativo)	<ul style="list-style-type: none"> • Erysipelothrix rhusiopathiae <input data-bbox="1856 616 1910 671" type="checkbox"/> • Tuberculose <input data-bbox="1856 699 1910 754" type="checkbox"/> • Salmonella spp. <input data-bbox="1856 788 1910 844" type="checkbox"/> • Morbilivírus <input data-bbox="1856 877 1910 933" type="checkbox"/> • Herpesvírus <input data-bbox="1856 967 1910 1023" type="checkbox"/> • Brucelose <input data-bbox="1856 1048 1910 1104" type="checkbox"/>
Observações	

REGISTO DE PINÍPEDES EM QUARENTENA		
Espécie		
Idade/Sexo		
Data de entrada/data de saída		
País e local de origem		
Meio de transporte		
Hemograma		
Perfil bioquímico		
Pesquisa parasitária		

Radiografia de tórax	
Despiste de doenças (P – positivo; N – negativo)	<ul style="list-style-type: none"> • Tuberculose <input type="checkbox"/> • Teste rápido de dirofilariose <input type="checkbox"/> • Salmonella spp. <input type="checkbox"/> • Morbilivírus <input type="checkbox"/> • Leptospirose <input type="checkbox"/> • Calicivírus <input type="checkbox"/> • Herpesvírus <input type="checkbox"/> • Influenza <input type="checkbox"/> • Parvovírus <input type="checkbox"/> • Brucelose <input type="checkbox"/>
Observações	

REGISTO DE AVES EM QUARENTENA		
Espécie		
Idade/Sexo		
Data de entrada/data de saída		
Número de indivíduos		
País e local de origem		
Meio de transporte		
Meios de identificação (microchip, anilha)		
Hemograma		
Perfil bioquímico		
Pesquisa parasitária		

<p>Despiste de doenças (P – positivo; N – negativo)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Salmonella spp.</i> <input type="checkbox"/> • Gripe aviária <input type="checkbox"/> • Doença de Newcastle <input type="checkbox"/> • Psitacose/ornitose <input type="checkbox"/> • PBFD <input type="checkbox"/> • Doença de Pacheco <input type="checkbox"/> • BFD <input type="checkbox"/>
<p>Observações</p>	

REGISTO DE RÉPTEIS EM QUARENTENA		
Espécie		
Idade/Sexo		
Data de entrada/data de saída		
Número de indivíduos		
País e local de origem		
Meio de transporte		
Meios de identificação		
Hemograma		
Perfil bioquímico		
Pesquisa parasitária e de protozoários		

Despiste de doenças (P – positivo; N – negativo)	<ul style="list-style-type: none"> • Micoplasma (crocodilos) <input type="checkbox"/> • Herpesvirus (crocodilos) <input type="checkbox"/> • <i>Salmonella spp.</i> <input type="checkbox"/>
Observações	

REGISTO DE PEIXES E INVERTEBRADOS MARINHOS EM QUARENTENA		
Espécie		
Data de entrada/data de saída		
Número de indivíduos		
País e local de origem		
Meio de transporte		
Característica da água de origem		
Data da adição de formol		
Data de saída		
Observações		



VIROCID

Desinfetante bactericida, virucida e fungicida para todo o tipo de indústria pecuária e alimen-

INDICAÇÕES

O VIROCID tem as seguintes vantagens:

- Amigo do ambiente uma vez que é cerca de 99% biodegradável;
- **Eficácia comprovada contra bactérias** gram (-), gram (+) e esporuladas, vírus (encapsulados e não encapsulados) e fungos;
- **Ação residual prolongada;**
- **Nunca foi encontrada resistência;**
- **Taxa de diluição muito baixa;**
- **Muito económico** no uso;
- **Utilização versátil** (spray, aspersão, pedilúvios, etc.).
- **Eficaz a todas as temperaturas** (mesmo perto do ponto de congelação), em águas duras (incluindo água salgada) e na presença de matéria orgânica.
- **Não é corrosivo** para o equipamento (pH neutro).
- **Não é carcinogénico**, não é tóxico para os animais ou meio ambiente

O VIROCID está indicado como desinfetante bactericida, virucida e fungicida para pulverização e nebulização, com dispositivos de espuma, banhos de desinfecção e lavagem de instalações pecuárias, pedilúvio e rodilúvio.

Importância do VIROCID na produção e qualidade do leite:

A incidência de mamites e o número de células somáticas no leite podem ser fortemente diminuídas através de um programa eficaz de higiene e desinfecção com produtos adequados.

Mamites = a infeções = a bactérias patogénicas = higiene deficiente.

Muito embora as causas de origem alimentar e manejo criem

condições (diminuição das defesas do organismo) que facilitam o aparecimento das mamites e metrites, não poderemos esquecer que estas enfermidades não são mais do que uma infeção provocada por bactérias patogénicas ambientais e que, quanto maior for a carga bacteriana existente no estábulo, nas camas, na sala de ordenha, nas tetinas, nas mãos do ordenhador, nos parques, etc, maior será o número de infeções clínicas ou subclínicas no úbere e, ou, no útero.

Estamos cientes de que todo o produtor de leite conhece os inconvenientes da existência de um número excessivo de mamites, uma vez que elas acarretam prejuízos avultados em menos leite comercializado, custos na assistência veterinária e medicamentos, tempo despendido nos tratamentos, penalizações por contaminações químicas e células somáticas no leite.

Porém, a experiência de campo diz-nos que nem todos têm a noção de que o maior ou menor número de células somáticas está sempre relacionado com o maior ou menor número de mamites clínicas ou subclínicas e que estas estão sempre relacionadas com o número de bactérias existentes na exploração.

COMPOSIÇÃO

Cloreto de alquildimetilbenzilamonio 17,06%; Cloreto de didecildimetilamonio 7,8%, Glutaraldeído 10,73%; Isopropanol 16,63%; Excipientes q.b.p. 100%.

APRESENTAÇÃO

1, 5 e 10 kg



Técnicas de desinfecção	Dosagem	Modo de Utilização	Observações
Desinfecção de superfícies (paredes e bebedouros)	0,5 %	Por pulverização, por nebulização espumosa ou por baixa pressão	1 litro de solução dá para 3m ² de superfície
Desinfecção do ambiente	0,75L em 4L H ₂ O para uma área de desinfecção de 1000m ³	Com termonebulizador duração aconselhada: 1 hora	Termonebulizar em locais vazios
Pedilúvio humano	0,5 %	Passagem obrigatória à entrada de cada edifício	Renovar no mínimo 2 vezes por semana, ou em caso de grande frequência, todos os dias
Pedilúvio animal	1 %	Passagem regular dos animais no pedilúvio	Renovar, no mínimo 2 vezes por semana

Distribuidor: Zoopan. ACM n.º 1/2007/DGV. Fabricante: Cidlines, Bélgica | www.cidlines.com.
Utilize os biocidas com cuidado. Leia sempre o rótulo e a informação relativa ao produto antes de o utilizar.

CERTIFICAÇÕES
EU GMP - BOAS PRÁTICAS DE FABRICO
NP EN ISO: 9001:2008
FAMI-QS

Rua da Liberdade, n.º 77
2050-023 Aveiras de Baixo
Portugal

T. +351 263 470 160/162
F. +351 263 470 169
M. geral@zoopan.com

www.zoopan.com

Anexo 6 – Ficha informativa do Ipoclor

Imporquímica®



IPOCLOR é um poderoso desinfectante eficaz contra bactérias, vírus, micobactérias, fungos e esporos. A sua apresentação em pastilhas contribui para que seja um método de desinfecção prático, rigoroso e muito seguro.

O princípio activo das pastilhas IPOCLOR é o Trocloseno sódio (NaDCC), conhecido também como dicloroisocianurato de sódio. Quando adicionadas à água, libertam ácido hipocloroso (calculado como cloro livre disponível) e cianurato de sódio (um composto não-tóxico e biodegradável). NaDCC não é um hipoclorito. A sua química e modo de acção é significativamente diferente do hipoclorito, possuindo uma actividade desinfectante substancialmente mais eficaz, especialmente quando existe contaminação por matéria orgânica. O peso total (3,34 g) da pastilha Ipoclor contém 1,67g de NaDCC e foi formulado para garantir que as diluições sejam intuitivas, rigorosas e facilmente compreendidas pelos utilizadores.

Económico, Prático, Rigoroso, Fabricado em laboratório certificado GMP (Good Manufacturing Practice)
Estável (3 anos validade), Biodegradável, Largo espectro Microbicida, Resistente à inactivação por matéria orgânica.

Áreas de aplicação	Quantidade de pastilhas	Quantidade de água (L)	Partes por milhão de cloro disponível (ppm)	Concentração (%)	Método de utilização/ tempo de contacto com solução IPOCLOR recomendado
Desinfecção de superfícies com derramamento de sangue ou de outros fluidos corporais, ou onde existe grande foco de contaminação	10	1	10,000	1%	Colocar sobre o produto derramado toalhetes de celulose descartáveis embebidos na solução. Remover os toalhetes cuidadosamente. Cobrir novamente a área com a solução e deixar actuar 3 minutos. Posteriormente lavar a superfície com água quente e detergente utilizando toalhetes de uso único.
Superfícies e equipamentos contaminados	5	1	5,000	0,5%	Lavar com a solução e deixar actuar 15 minutos. Superfícies metálicas deverão ser enxaguadas com água potável no final
Material de vidro de laboratório (tubos, frascos, pipetas)	10 5	4 2	2,500	0,25%	Fazer solução de IPOCLOR com água e deixar em repouso 60 minutos
Desinfecção terminal de áreas (instalações sanitárias, laboratórios, blocos operatórios e de exames, salas de tratamento, salas de pequena cirurgia e similares)	5	5	1,000	0,1%	Lavar as superfícies com um detergente neutro e em seguida lavar com a solução IPOCLOR para desinfectar. Deixar actuar 15 minutos
Desinfecção de superfícies rígidas (tectos, paredes e pavimentos)	4 2	10 5	400	0,04%	Lavar as superfícies com um detergente neutro e em seguida desinfectar com a solução IPOCLOR.
Desinfecção de incubadores	1	5	200	0,02%	Molhar um pano na solução, passar totalmente a superfície e deixar actuar 30 minutos
Desinfecção de Biberons, tetinas, vidro, porcelana	1	10	100	0,01%	Imergir durante 1 hora.

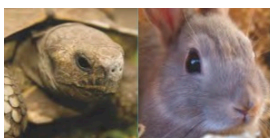
Comercializado em caixas com 6 embalagens de 200 pastilhas (1,67g de NaDCC p/pastilha).

Tel. +351 21 280 83 90
Fax. +351 21 280 83 95

www.imporquimica.com
info@imporquimica.pt

Zona Industrial Alto do Carvalhinho, Lt. 11
Apartado 39, 2861-909 Moita-PORTUGAL

Anexo 7 – Ficha informativa do F10



COMMON ATTRIBUTES OF THE F10 PRODUCT RANGE

Composition

The core actives of all the disinfectant products are a unique blend of quaternary ammonium and biguanide compounds, with non toxic ampholytic surfactants and sequesterant producing an end-product with outstanding efficacy and safety at economic use concentrations.

Broad spectrum efficacy

A broad spectrum biocide effective against bacteria, fungi, viruses and bacterial and fungal spores:-

BACTERIA		FUNGI, YEASTS & MOULDS	VIRUSES	SPORES
<i>Acinetobacter anitratus</i>	<i>Staphylococcus aureus</i> (MRSA & MRSP)	<i>Aspergillus niger</i>	<i>Adenovirus</i>	<i>Aspergillus niger</i>
<i>Campylobacterspp</i>		<i>Aspergillus fumigatus</i>	<i>Avian Influenza Virus</i>	<i>Bacillus subtilis</i>
<i>Clostridium difficile</i>	<i>Mycoplasma spp.</i>	<i>Microsporum canis</i>	<i>Canine Parvovirus</i>	<i>Microsporum canis</i>
<i>Clostridium sporogenes</i>	<i>Mycobacterium terrae</i>	<i>Penicillium verrucosum</i>	<i>Circovirus</i>	<i>Clostridium spp.</i>
<i>Corynebacterium xerosis</i>	<i>Mycobacterium smegmatis</i>	<i>Trichophyton mentagrophytes</i>	<i>Enterovirus</i>	<i>Trichophyton spp.</i>
<i>Citrobacter freundii</i>	<i>Micrococcus luteus</i>	<i>Candida albicans</i>	<i>Feline Herpesvirus</i>	
<i>Enterococcus hirae</i>	<i>Ornithobacterium rhinotracheale</i>		<i>Hepatitis B Virus</i>	
<i>Enterococcus faecalis</i>			<i>HIV</i>	
<i>Enterococcus faecium</i>	<i>Pasteurella multocida</i>		<i>IBD Virus</i>	
<i>Cronobacter (Enterobacter) sakazaki</i>	<i>Proteus vulgaris</i>		<i>Newcastle Disease Virus</i>	
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>		<i>Rabiesvirus</i>	
<i>Escherichia coli</i>	<i>Salmonella abony</i>			
<i>Klebsiella pneumonia</i>	<i>Salmonella choleraesuis</i>			
<i>Legionella spp.</i>	<i>Salmonella typhi</i>			
<i>Leptospira spp.</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>			
<i>Listeria monocytogenes</i>	<i>Streptococcus pyogenes</i>			

The F10SC & F10CL MIC Values

Test organism	Concentration of F10 (dilution) that resulted in complete visual inhibition of the Test organism = MIC value	
	F10SC	F10CL
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> - ATCC 27853	A dilution of 1/1000	A dilution of 1/200
<i>Escherichia coli</i> - ATCC 25922	A dilution of 1/4000	A dilution of 1/800
<i>Staphylococcus aureus</i> - ATCC 25923	A dilution of 1/16000	A dilution of 1/3200
<i>Klebsiella pneumoniae</i> - ATCC 10031	A dilution of 1/4000	A dilution of 1/800
<i>Staphylococcus aureus</i> - MRSA Local isolate	A dilution of 1/16000	A dilution of 1/3200
<i>Pasteurella multocida</i> - Local isolate	A dilution of 1/16000	A dilution of 1/3200
<i>Enterococcus faecalis</i> - ATCC 29212	A dilution of 1/16000	A dilution of 1/3200
<i>Salmonella choleraesuis</i> , serotype typhimurium - ATCC 13311	A dilution of 1/8000	A dilution of 1/1600

The F10 products have been challenge tested using several International Standards protocols including; AFNOR (French), EN(EU), SANS (SA), APVMA (Aus), and AOAC/EPA (USA) by accredited (GLP) laboratories.

Mode of Action (Antimicrobial Action)

The main components are cell poisons and act on the cell membrane rupturing it with loss of essential components. Additional activity is also via the other agents in F10 where they aid the penetration of the cell wall or spore wall.

F10, as with other disinfectants, is affected by the presence of gross organic matter therefore cleaning before use is always recommended, which is well described in the user guidelines.

Safety (Toxicity)

A series of studies were carried out over 2007 and 2008 in accordance with the test requirements as specified by OPPTS 870.1000, the USA's EPA Health Affects Test Guideline for acute toxicity testing. All studies were subject to an independent GLP compliance audit and covered acute oral, dermal and inhalation toxicity, eye and dermal irritation, skin sensitization over a number of concentrations.

The studies showed that at recommended dilutions of F10CL 1:20 upwards, F10SC 1:100 upwards, i.e environmental general purpose disinfection, high level disinfection, resistant viruses and sterilisation concentrations, they were for practical purposes non-toxic.

In addition a 7 week peer reviewed residues study (avian model) revealed no build-up in tissues or organs.

Non-corrosive. Free Rinsing. Storage Stability. Water Insoluble Matter

Complied with the Test Standards (SABS 1592, 6.10, 6.11, 6.12, 6.13)

Biodegradable

Zero rating at use dilutions to EU Standards

Shelf Life

RTU = 4 years
Pack concentrate = 4 years
Capped dilutions = 6 months

Equipment friendly

Keymed / Olympus approved

Aldehyde, chlorine free

Anexo 8 – Ficha informativa do Virkon

Virkon®

A combinação perfeita entre eficácia e segurança



Virkon® é um desinfetante de amplo espectro que combina eficácia biocida, elevado perfil de segurança e excelente biocompatibilidade com materiais.

Ideal para a manutenção, reduzindo significativamente a transmissão de microorganismos patogênicos através do contato com superfícies e equipamentos.

Descrição Geral

Virkon® possui formulação única, patenteada mundialmente, que permite limpeza e desinfecção em apenas uma etapa.

A solução do Virkon® é indicada para ser usada a 1%, podendo ficar ativa durante 5 dias.

O pó do Virkon® pode ser aplicado diretamente sobre respingos de fluidos corporais, inclusive urina, não sendo inativado. Desta forma, a remoção e descontaminação da matéria orgânica é realizada de forma segura para o usuário, além de evitar que respingos se espalhem sobre a superfície durante o processo de limpeza.

Virkon® tem ação rápida, mesmo na presença de matéria orgânica.

Modo de Ação

A formulação do Virkon® se baseia em um sistema oxidante composto de múltiplas substâncias que atacam simultaneamente os principais componentes físicos e químicos dos microorganismos.



Características	Benefícios
Formulação que combina agente oxidante, Ácidos orgânicos, surfactante e tampão	<ul style="list-style-type: none">■ Destroi fisicamente os microorganismos■ Amplo espectro biocida■ Excelente perfil de segurança:<ul style="list-style-type: none">- Não é tóxico- Não é irritante■ Não é inativado na presença de matéria orgânica■ Excepcional atividade (até 5 dias)■ Alta compatibilidade ambiental
Surfactante na Formulação	Permite a realização da limpeza e a desinfecção em uma só operação, reduzindo os riscos para os profissionais e pacientes, além de conferir economia.
Corante rosa (indicador de atividade)	Permite a verificação visual da atividade da solução, dispensando a realização de testes complementares de atividade.

Eficácia comprovada...

■ O Virkon® tem sua eficácia comprovada contra mais de 200 patógenos – virais, bactérias e fungos – que causam infecções em seres humanos e animais. Através de testes realizados por laboratórios independentes e de acordo com padrões reconhecidos internacionalmente, a eficácia do Virkon® foi verificada contra um total de 20 famílias de vírus, 43 gêneros de bactérias e 27 classes de fungos.

■ Ação comprovada sobre o vírus da gripe aviária (H5N1) e o vírus da gripe suína (H1N1).

■ Proporciona a desinfecção rápida e de alto nível de superfícies contaminadas por vírus transmitidos pelo sangue, como Hepatite, HIV, Norovirus (Doença de Vômito no Inverno ou SRVS), Coronavírus (SARS), bactérias gram-negativas e gram-positivas (E. coli e Estafilococo – cepas MRSA) e fungos.

■ Está registrado como EPA nos EUA e em Produtos Biocidas na Europa.

Os patógenos mais importantes são mostrados a seguir.

Atividade Virucida	
BVDV (Surrogates para Hepatite C humana)	Vírus envelopados
Parvovirus	Vírus não envelopado
Hepatite A	Vírus não envelopado
Hepatite B (Patos)	Vírus envelopado
Felino Calicivirus (Surrogates para Norwalk e Norovirus)	Vírus não envelopado
Influenza A	Envelopados
Respiratory syncytial	Envelopado

Atividade Fungicida	Atividade Bactericida
Candida albicans	Salmonella choleraesuis
Trichophyton m.	Staphylococcus aureus
	Pseudomonas aeruginosa

Apresentações

Código	Unidades de Venda	Volume total após diluição	Volume mínimo a preparar
372032	Balde de 5kg (1 x 5kg)	500 Litros	5 Litros
372033	Frasco de 500g (6 x 500g)	300 Litros	1 Litro
372034	Sachê de 50g (50 x 50g)	250 Litros	5 Litros

Fácil de preparar, dosagem única e precisa.

■ Apresentação em balde para aplicação em grande escala.

■ Embalagem em forma de frasco para aplicação direta em fluidos corporais, inclusive urina (não libera cloro).

■ Sachês para preparação de soluções de volume intermediário.

Indicador de Atividade

■ Após a diluição, a solução do Virkon® adquire uma coloração rosa que indica que o produto está ativo.

■ Enquanto a solução permanecer rosa, a solução está ativa até o prazo de cinco dias.

Perfil de Segurança

O Virkon® não possui fase gasosa. O ingrediente ativo (Monopersulfato de potássio) tem um excepcional perfil de segurança, e é biodegradável. Virkon® não contém aldeídos, fenóis e nem compostos de quaternário de amônio.

STERI-7

PROTECTION BETWEEN CLEANS

STERI-7 XTRA Ready To Use

Technical Information

Product Description

Spray a surface with STERI-7 XTRA Ready To Use and a few seconds later bacteria, viruses and spores on that surface will be eradicated up to 99.9999%. But STERI-7 XTRA doesn't stop there. Leave it to dry and a reactive barrier is created on the surface.

Recommended usage

The STERI-7 XTRA Ready To Use can be used wherever the highest standards of disinfection is required and are suitable for use in healthcare and food processing environments and all other workplaces where there is a risk of cross contamination. The product has been tested against and is effective against a number of commonly occurring bacteria, yeast and viruses that are known to be highly transmissible and can result in infections and illnesses.

Features and benefits

- Reactive barrier technology protection between cleans
- High level disinfectant cleaner
- Non-corrosive
- Non-residual organoleptic effect on food
- Low toxicity
- Effective in soft or hard water
- No reported resistance
- Triple active reducing need to rotate products
- Maintains efficacy in heavy organic soiling, blood and proteins

Characteristics

Perfume Free, colourless, liquid	
Active Ingredient	0.147% w/w Didecyldimethylammonium chloride 0.086% w/w Benzalkonium chloride 0.0854% w/w Polyhexamethylene biguanide
Colour	Colourless, clear
Odour	Barely perceptible odour
Oxidising	Non-oxidising (by EC criteria)
Solubility in water	Soluble
Viscosity	Non-viscous
Flash point °C	>93
Relative Density	1
pH	Approx 7

Ingredients

CAS Number	Ingredient Name
7173-51-5	Didecyldimethylammonium Chloride
68424-85-1	Benzalkonium chloride
32289-58-0	Polyhexamethylenebiguanide

Instructions for use

Remove heavy soil deposits from surface. Then thoroughly wet surface with the appropriate dilution of the concentrate per litre of water or equivalent depending on the application. The use-solution can be applied with a cloth, mop, sponger or by soaking. Rinse or allow to air dry. Rinsing of floors is not necessary unless they are to be waxed or polished. The materials and surfaces which may come into contact with food must be rinsed with clear water. It is recommended to prepare a fresh solution just prior to being used and if the solution becomes visibly dirty or diluted.

Regulatory compliance

STERI-7 XTRA is governed by the requirements of the Biocidal Product Directive (EU Regulation 98/8/EC). It is registered in every country that it will be sold. The product is labelled in accordance with the Biocidal Product Directive.

Safety Data Sheet

For information on safe handling an EC safety data sheet containing additional information is available on request for the STERI-7 XTRA Ready To Use. Please contact your local STERI-7 representative.

Safe handling and storage

Non-hazardous. Avoid contact with eyes. Full guidance on the handling and disposal of this product is provided in a separate Safety Data Sheet (see above).